

SÖREN DÜVEL

Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten
und zur Verbreitung anthelminthika-resistenter
Strongylidenpopulationen in deutschen
Ziegenherden



Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Die rechtliche Verantwortung für den gesamten Inhalt dieses Buches liegt ausschließlich bei den Autoren dieses Werkes.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung der Autoren oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2016

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Authors or the Publisher.

1st Edition 2016

© 2016 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus dem Institut für Parasitologie
der Justus-Liebig-Universität Gießen
betreut durch Prof. Dr. A. Taubert

und

dem Department für Nutztierwissenschaften
der Georg-August-Universität Göttingen
betreut durch Prof. Dr. Dr. M. Gauly

**Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten
und zur Verbreitung anthelminthika-resistenter
Strongylidenpopulationen in deutschen Ziegenherden**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines

Dr. med. vet.

beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Sören Düvel

Tierarzt aus Göttingen

Gießen 2015

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. h.c. M. Kramer

Gutachter:

Prof. Dr. Anja Taubert

Prof. Dr. Dr. Matthias Gauly

Tag der Disputation: 15.02.2016

Für meine Mutter

Inhalt

1	EINLEITUNG.....	1
2	LITERATURÜBERSICHT	3
2.1	Ziegenhaltung in Deutschland.....	3
2.2	Endoparasiten bei Ziegen	3
2.2.1	Eimeriosen	4
2.2.2	Helminthosen	5
2.2.2	Trematoden	6
2.2.3	Cestoden.....	8
2.2.4	Nematoden	8
2.3	Bekämpfung von Helminthosen bei Ziegen	9
2.3.1	Nematodizide Anthelminthika	10
2.3.2	Einsatz von Anthelminthika für Ziegen in Europa.....	14
2.3.3	Unerwünschte Arzneimittelreaktionen nach Anthelminthika-Anwendung bei Ziegen..	15
2.3.4	Anthelminthika-Resistenz	17
3	MATERIAL UND METHODEN.....	21
3.1	Befragung von ZiegenhalterInnen	21
3.2	Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten	22
3.2.1	Parasitologische Kotuntersuchungsmethoden.....	22
3.3	Überprüfung der Wirksamkeit von Anthelminthika	24
3.3.1	Anthelminthische Wirksamkeit in eigener Therapiestudie	24
3.3.2	Anthelminthische Wirksamkeit in weiteren Herden	26
3.4	Statistische Auswertung.....	26
4	ERGEBNISSE	28
4.1	Betriebsstruktur, -management und Entwurmungspraxis in dt. Ziegenbetrieben	28
4.1.1	Betriebsgröße	28
4.1.2	Rassen, Schwerpunkt der Ziegenhaltung und Betriebsstruktur.....	28
4.1.3	Haltung und Weidemanagement	30

4.1.4	Parasitenproblematik und Entwurmungspraxis.....	32
4.1.5	Unerwünschte Arzneimittelreaktionen nach Entwurmung	38
4.2	Untersuchungsergebnisse in den Versuchsbetrieben	38
4.2.1	Struktur der Versuchsbetriebe	38
4.2.2	Parasitologische Ergebnisse vor Medikation	40
4.2.3	Ergebnisse der Eizahlreduktionstests	46
4.3	Untersuchungsergebnisse für eingesandte Kotproben.....	52
4.3.1	Struktur der Betriebe mit eingesandten Kotproben.....	52
4.3.2	Parasitologische Ergebnisse vor Medikation	53
4.3.3	Ergebnisse der Eizahlreduktionstests	53
5	DISKUSSION.....	55
5.1	Betriebsstruktur, -management und Entwurmungspraxis in dt. Ziegenbetrieben	55
5.1.1	Betriebsgröße	55
5.1.2	Rassen, Schwerpunkt der Ziegenhaltung und Betriebsstruktur.....	56
5.1.3	Haltung- und Weidemanagement	56
5.1.4	Parasitenproblematik und Entwurmungspraxis.....	57
5.2	Eigene parasitologische Untersuchungsergebnisse	61
5.2.1	Vorkommen und Verbreitung von Endoparasiten	62
5.2.2	Vorkommen und Häufigkeit von Anthelminthika-Resistenzen.....	65
6	ZUSAMMENFASSUNG & SUMMARY	69
7	LITERATURVERZEICHNIS	73
8	ANHANG.....	88
8.1	Fragebogen.....	88
8.2	Pharmakovigilanz-Meldungen an das BVL zwischen 2005 und 2011	92
9	ERKLÄRUNG/ DANKSAGUNG	102/104

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
beh.	behandelt
betr.	betroffen
CI95	95 %-Konfidenzintervall
et al.	et alii
EpG	Ei pro Gramm Kot
EZRT	Eizahl-Reduktions-Test
FECR	Faecal egg count reduction
gest.	gestorben
Kap.	Kapitel
KGW	Körpergewicht
MDS	Magen-Darm-Strongyliden
ML	Makrozyklische Laktone
MW	Mittelwert
n	Anzahl
SD	Standardabweichung
s. o.	siehe oben
Tab.	Tabelle
usw.	und so weiter
vgl.	vergleiche

1 Einleitung

Die Weltziegenpopulation umfasste im Jahr 2013 gemäß den Angaben der FAO mehr als eine Milliarde Tiere (Tab. 1). Für Deutschland ist keine genaue Zahl der gehaltenen Ziegen verfügbar, da seit 1976 keine diesbezüglichen Zählungen durchgeführt werden (GAULY, 2007), aber Schätzungen des Statistischen Bundesamts Wiesbaden besagten, dass hierzulande im Jahr 2010 etwa 150.000 Ziegen in ca. 11.200 Betrieben gehalten wurden (ANONYM, 2013).

Tab. 1: Ziegenpopulation (gerundet) in 2013 (ANONYM, 2014)

Region	N Ziegen
Welt	1.005.603.000
Asien	597.152.000
Afrika	351.978.000
Amerika	36.014.000
Europa	16.487.000
Australien, Neuseeland, Ozeanien	3.972.000
Deutschland	165.000

Weltweit sind Endoparasitosen ein großes Problem in Schaf- und Ziegenherden, wobei insbesondere Helminthosen große wirtschaftliche Einbußen durch Gewichtsverlust, verringerte Aufzucht- und Milchleistung, verworfene Organe bei der Schlachtung und Todesfälle verursachen (DORNY et al., 1996; THEODOROPOULOS et al., 2002; HESSE, 2002; TSOTETSI und MBATI, 2003). Beispielsweise können Helminthosen bei Milchziegen Gastrointestinalerkrankungen verursachen, die Milchproduktion verringern und somit zu erheblichen ökonomischen Einbußen für den Tierhalter führen (BRAUN et al., 2000a; CHARTIER et al., 2000). Auch Eimeriosen gehören zu den wirtschaftlich bedeutenden Parasitosen in Ziegenherden, insbesondere bei der Jungtieraufzucht (MATTHEWS, 1991).

Aus Deutschland liegen bislang nur wenige, vor allem ältere Studien über das Vorkommen von Eimeriosen und/oder Helminthosen bei Ziegen vor (NÖLLER et al., 1922; JACOBS, 1943; PARRISIUS, 1953; BARANSCHKEK, 1954; BLOCH, 1954; BOCK, 1954; BRÜSE, 1954; HAAKH, 1954; BRUNS, 1955; KNÖPPLER, 1957; CHEVALIER, 1966; NEETZOW et al., 1966; REHBEIN et al., 1998a; GEßWEIN, 1999; DAŞ et al., 2008).

Ziegen werden in Deutschland – wie in einigen anderen europäischen Ländern und in Nordamerika – zu den sogenannten „minor species“ gezählt, da ihre Population viel kleiner ist als die Populationen anderer Nutztiere (Rind, Schaf, Schwein, Huhn) und die lokale Ziegenhaltung nur eine sehr untergeordnete wirtschaftliche Bedeutung hat. In Deutschland sind keine zum Einsatz bei Ziegen zugelassene Antiparasitika verfügbar („Therapienotstand“), so dass zur Behandlung dieser Tierart Umwidmungen gemäß des Arzneimittelgesetzes vorgenommen werden müssen (EMMERICH und RICHTER, 2014). Beispielsweise können bei Ziegen zur Behandlung von Nematodeninfektionen des Gastrointestinaltrakts hierzulande Wirkstoffe aus fünf Substanzgruppen, die für Schafe und/oder Rinder zugelassen sind, nach Umwidmung eingesetzt werden. Jedoch ist bei deren Anwendung an Ziegen eine anthelminthische Wirkung nicht gesichert, denn Ziegen verstoffwechseln nachgewiesenermaßen Anthelminthika und andere Pharmaka schneller als Schafe oder Rinder, so dass bei ihnen meist höhere Medikamentendosierungen erforderlich sind, um die erhoffte Wirkung zu erreichen (ESCUERO et al., 1999). Allerdings können bei Verabreichung höherer Arzneimitteldosen prinzipiell unerwünschte Arzneimittelwirkungen auftreten. Weiterhin ist seit langem bekannt, dass weltweit in vielen Ziegenherden anthelminthika-resistente Strongylidenpopulationen vorkommen (HERTZBERG und BAUER, 2000); diesbezügliche Fälle liegen auch aus Deutschland vor (BAUER, 2001).

Aufgrund der geschilderten recht marginalen Kenntnisse über den Endoparasitenbefall in deutschen Ziegenherden waren die drei Hauptziele der vorliegenden Studie,

- (a) aktuelle Informationen über Betriebsstrukturen und -management, gängige Entwurmungspraktiken und den Einsatz von Anthelminthika zu sammeln,
- (b) Daten über das derzeitige Vorkommen und die Verbreitung von Endoparasiten zu gewinnen,
- (c) sowie die Wirksamkeit von gängigen Anthelminthika zu überprüfen und die Prävalenz von anthelminthika-resistenten Strongylidenpopulationen zu dokumentieren.

2 Literaturübersicht

2.1 Ziegenhaltung in Deutschland

Das Statistische Bundesamt Wiesbaden schätzte die Ziegenpopulation in Deutschland 2010 auf etwa 150.000 Tiere, die in ca. 11.200 Betrieben gehalten wurden. Gemäß der Schätzung hielten 95,5 % aller Ziegenhalter weniger als 50 Ziegen und in nur 0,2 % aller Betriebe standen mehr als 500 Ziegen (ANONYM, 2013). In der jüngeren Vergangenheit ist hierzulande eine stetige Zunahme des Interesses an der Ziegenhaltung zu registrieren. Dies wird unter anderem auf Veränderungen in der Agrarwirtschaft (frei gewordene Futterflächen) und die steigende Nachfrage der Verbraucher nach Lebensmitteln, die von Ziegen stammen, zurückgeführt (REHBEIN et al., 1998; GAULY, 2007). So werden Ziegen gezielt zur Landschaftspflege eingesetzt, insbesondere an Standorten, an denen eine maschinelle Nutzung von Grünflächen nicht möglich oder sinnvoll ist (THUME, 1988). Ziegenmilch wird in der Kleinkindernährung verwendet, und Kuhmilchallergiker verzehren Ziegenmilchprodukte anstelle von Kuhmilcherzeugnissen (ADELHARDT, 1999). Veränderte Lebensgewohnheiten führten zur gestiegenen Nachfrage nach diätetisch hochwertigem Zickelfleisch (MÖNNING, 1994). Im ökologischen Landbau spielt die Ziegenhaltung eine zunehmende Rolle und wird in Konkurrenz zu Rindern und Schafen betrieben (GALL, 2001), um die Verbrauchernachfrage nach heimischen Produkten zu befriedigen (ADELHARDT, 1999). Weiterhin erfolgt die Ziegenhaltung hierzulande nicht selten als Hobby zur Eigenversorgung (MÖNNING, 1994).

In der Mehrzahl der deutschen Ziegenbetriebe werden die Tiere während der warmen Jahreszeit auf Weiden gehalten, und im Winter wird ein stundenweiser oder ganztägiger Auslauf angeboten, um dem Bewegungsdrang der Tiere Rechnung zu tragen (HESSE, 2002). Hobbyziegenhalter halten ihre meist wenigen Tiere auf kleinen Grünflächen im Dorf- oder Stadtrandgebiet, wo sie der Landschaftspflege dienen. In landwirtschaftlichen Kleinbetrieben werden Ziegen als Nebenzweig der tierischen Erzeugung auf den eigenen Grünflächen gehalten.

2.2 Endoparasiten bei Ziegen

In der Haltung kleiner Wiederkäuer werden Eimeriosen und Helminthosen als wichtige Ursachen für wirtschaftliche Verluste angesehen. So gaben beispielsweise 30 % der in Bayern

befragten Milchschaft- und Milchziegenhalter an, häufig Probleme mit Parasitenbefall zu haben (BAZANT, 2008).

2.2.1 Eimeriosen

Eimerien sind streng wirtsspezifische Protozoen, d.h., *Eimeria*-Arten der Ziege können nicht Schafe infizieren und *vice versa* (DITTMAR et al., 2009). Bei Ziegen wurden weltweit etwa 20 *Eimeria*-Arten, in Europa 13 Arten beschrieben, von denen 9 als valide Arten angesehen werden (CHEVALIER, 1966; DITTMAR et al., 2009; Tab. 2). In der Regel liegen Mischinfektionen mit mehreren Arten vor. In Tab. 2 sind beispielhaft Ergebnisse aus zwei kleinen in Deutschland bzw. Österreich durchgeführten Prävalenzstudien präsentiert.

Tab. 2: Spektrum der in einzelnen Ziegenherden nachgewiesenen *Eimeria*-Arten in Deutschland (DAŞ et al., 2008) und Österreich (KRAMER et al., 2010)

<i>Eimeria</i> -Art	Prävalenz (%)	
	Deutschland (1 Herde)	Österreich (5 Herden)
<i>E. alijevi</i>	12	7
<i>E. arloingi</i>	44	43
<i>E. aspheronica</i>	sehr selten	<1
<i>E. caprina</i>	Selten	12
<i>E. caprovina</i>	Selten	9
<i>E. christenseni</i>	selten	3
<i>E. hirci</i>	selten	7
<i>E. jolchjievi</i>	selten	4
<i>E. ninakohlyakimovae</i>	20	14

Zu den pathogenen *Eimeria*-Arten gehören *E. ninakohlyakimovae* (YVORE et al., 1985), *E. arloingi* (SAYIN et al., 1980), *E. caprina* (NORTON, 1986) und *E. christenseni* (DAI et al., 2006). Klinische Eimeriose-Ausbrüche kommen fast nur bei jungen, noch nicht immunen Ziegen im Alter von etwa 4–10 Wochen vor (DITTMAR et al., 2009). Erkrankungen treten vor allem bei Stallhaltung auf; als auslösende Stressfaktoren werden unter anderem das

Absetzen, das Umstallen, der Transport und ein Futterwechsel angesehen (URQUHART et al., 1987; DITTMAR et al., 2009).

2.2.2 Helminthosen

Ziegen haben – wie andere Wiederkäuerarten – eine sehr artenreiche Helminthenfauna, die Nematoden, Cestoden und Trematoden umfasst. In Tab. 3 sind Daten aus sechs europäischen Studien, in denen Ziegen unterschiedlichen Alters seziert und ihre Helminthen identifiziert wurden, präsentiert. Dabei wurden regelmäßig Trichostrongyliden (vor allem *H. contortus*, *Teladorsagia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Nematodirus* spp.), Strongyliden (*Chabertia ovina*, *Oesophagostomum venulosum*), *Trichuris* spp., *Skrjabinema ovis* sowie *Moniezia expansa* im Magen-Darm-Trakt sowie verschiedene Protostrongylidenarten (vor allem *Muellerius capillaris*) in den Lungen nachgewiesen. Infektionen mit dem Großen oder Kleinen Leberegel wurden naturgemäß nur dann festgestellt, wenn Tiere aus entsprechenden Endemiegebieten untersucht worden waren.

Tab 3: Artenspektrum der Helminthenfauna bei Ziegen in einigen europäischen Ländern

Helminthenart	Prävalenz (%)					
	D ¹ (N = 25)	A ² (N = ?)	PL ³ (N = 180 Ad)	F ⁴ (N = 31 Ad)	ES ⁵ (N = 322)	N ⁶ (N = 16 Ad)
<i>Haemonchus contortus</i>	56	+	0–12	37	14	0
<i>Marshallagia marshalli</i>		+			5	
<i>Ostertagia ostertagi</i>	4	+		14	5	
<i>O. leptospicularis</i>	12					
<i>O. lyrata</i>					2	
<i>Teladorsagia circumcincta</i>	84	+	0–10	91	80	82
<i>Tel. trifurcata</i>	76	+		51	48	25
<i>Tel. pinnata</i>	64					
<i>Skrjabinagia kolchida</i>	4					
<i>Spiculopteragia böhmi</i>	4					
<i>Trichostrongylus axei</i>	32	+	37 (sp.)		22	
<i>Tri. colubriformis</i>	64	+	12–80 (sp.)	94	20	6
<i>Tri. vitrinus</i>	44	+		6	46	19

LITERATURÜBERSICHT

<i>Tri. capricola</i>	8	+		36	0
<i>Tri. retortaeformis</i>				< 1	
<i>Nematodirus battus</i>	28		0–4 (sp.)		6
<i>N. filicollis</i>	48	+		42	6
<i>N. spathiger</i>		+		16	3
<i>N. helvetianus</i>				2	
<i>Cooperia curticei</i>	48		0–4 (sp.)	< 1 (sp.)	
<i>Bunostomum trigonocephalum</i>		+	2	2	6
<i>Strongyloides papillosus</i>	40	+	0–7	36	
<i>Capillaria bovis</i>	8	+		6 (sp.)	19 (sp.)
<i>Moniezia expansa</i>	12	+	0–3 (sp.)	30 (sp.)	
<i>Chabertia ovina</i>	84	+		3	38
<i>Oesophagostomum venulosum</i>	76	+	0–3	23	18
<i>Oes. radiatum</i>				6	44
<i>Skrjabinema ovis</i>	56	+		40	55
<i>Trichuris ovis</i>	60	+		6	36 (sp.)
<i>T. skrjabini</i>	44			40	
<i>Fasciola hepatica</i>		nu	nu	6	nu
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	100*	nu	nu	20	nu
<i>Protostrongylus rufescens</i>	17*	nu			
<i>Muellerius capillaris</i>	100*	nu	4–45	96	31
<i>Cystocaulus ocreatus</i>	33*	nu			
<i>Neoststrongylus linearis</i>	33*	nu			

¹REHBEIN et. al. (1998a) (*N = 6 Tiere) ²HINAIDY et al. (1972) ³GORSKI et al. (2004)

⁴CHARTIER und RECHE (1992) ⁵VALCARCEL und ROMERO (1999) ⁶DOMKE et al. (2013)

„D“ Deutschland; „A“ Österreich; „PL“ Polen; „F“ Frankreich; „ES“ Spanien; „N“ Norwegen

„Ad“ Adulte; „sp.“ Spezies ohne Differenzierung; „+“ Art nachgewiesen; „nu“ Organ darauf nicht untersucht.

2.2.2 Trematoden

Digene Trematoden haben als heteroxene Parasiten einen indirekten Entwicklungszyklus, für den sie Zwischenwirte benötigen, die jeweils in bestimmten Biotopen vorkommen. Es sind typischerweise Weideinfektionen (ECKERT et al., 2005).

Für den Großen Leberegel, *Fasciola hepatica*, dient in Mitteleuropa die Zwergschlammschnecke *Lymnea truncatula* als Zwischenwirt. Diese Schnecke ist an Feuchtbiothope gebunden, die vielerorts in Deutschland vorhanden sind. Hochendemiegebiete sind beispielsweise Marschgebiete und andere Regionen Norddeutschlands (RABELER, 2011) und das Voralpengebiet Bayerns (KOCH, 2005). Die Ansteckung erfolgt auf der Weide durch Aufnahme der Metazerkarien mit dem Futter oder Tränkwasser, wobei die Hauptinfektionszeit im Spätsommer und Herbst gelegen ist (ECKERT et al., 2005). *F. hepatica*-Infektionen werden in Endemiegebieten regelmäßig bei Rindern und Schafen sowie Wildwiederkäuern nachgewiesen und treten dort auch bei Ziegen auf (CHARTIER und RECHE, 1992). Aus Deutschland liegen bislang keine Informationen über einen Befall von Ziegen vor. Beim Rind ist ein chronischer Verlauf der Faciolose mit Leistungseinbußen im Winterhalbjahr vorherrschend; bei kleinen Wiederkäuern wird während der Weidesaison auch ein akuter Krankheitsverlauf, bisweilen mit Todesfällen, beobachtet (ECKERT et al., 2005).

Der Kleine Leberegel, *Dicrocoelium dendriticum*, benötigt für seinen Lebenszyklus, Landgehäuseschnecken als erste sowie Ameisen als zweite Zwischenwirte (OTRANTO und TRAVERSA, 2002). Daher ist das geographische Vorkommen regional begrenzt; in Deutschland sind Mittelgebirgsregionen (z. B. Schwäbische Alb, Rheinland-Pfalz, Franken, Thüringen) und inselartig Ostbrandenburg betroffen, wo der Parasit wiederholt auch bei Ziegen nachgewiesen wurde (BOCK, 1954; HAAKH, 1954; GEBAUER und HOHORST, 1968; SCHUSTER und NEUMANN, 1988; REHBEIN et al., 1998a). Bei Wiederkäuern verläuft die Dicrocoeliose im allgemeinen inapparent (OTRANTO und TRAVERSA, 2002).

Die wichtigsten **Pansenegel-Arten** in Mitteleuropa sind *Paramphistomum cervi* und *Paramphistomum* (syn. *Calicocophoron*) *daubneyi*. Ihr Vorkommen ist an Feuchtbiothope gebunden, da sie je nach Spezies aquatische Schnecken (*P. cervi*; BOCH et al., 1983) oder aquatische Schnecken und auch Zwergschlammschnecken (*P. daubneyi*; ABROUS et al., 2000) als Zwischenwirte benötigen. Die erstgenannte Spezies wurde in der Vergangenheit u.a. in den norddeutschen Marschgebieten häufig bei Rindern und auch bei Wildwiederkäuern festgestellt (BOCH et al., 1983), doch fehlen Angaben über das Auftreten bei Ziegen in Mitteleuropa. Derzeit ist *P. daubneyi* in Europa die bei Rindern am weitesten verbreitete Pansenegelart (MALRAIT et al., 2015); sie konnte kürzlich in Hessen und Rheinland-Pfalz bei Rindern und Lamas nachgewiesen werden (BAUER, C., persönliche Mitteilung, 2015).

Der bisher einzige Nachweis dieser Spezies bei Ziegen liegt aus Frankreich vor (SILVESTRE et al., 2000). Ein Befall mit Adultstadien im Pansen verläuft meist ohne Symptome. Dagegen können massive Infektionen mit Jugendstadien, die in der Dünndarmwand lokalisiert sind, zu Durchfallerkrankungen führen (ECKERT et al., 2005).

2.2.3 Cestoden

Auch Cestoden haben einen heteroxenen Lebenszyklus. Für die bei Wiederkäuern typischen Arten der Gattung *Moniezia* sind Moosmilben (Oribatiden) die Zwischenwirte. In diesen entwickeln sich die für Endwirte infektiösen Cysticercoide, die mitsamt der Moosmilben mit Futterpflanzen aufgenommen werden (SCHUSTER, 1998). Ein Bandwurmbefall ist bei Schafen und Ziegen mit Weidehaltung, vor allem bei Jungtieren, regelmäßig anzutreffen (siehe Tab. 3). Die klinischen und wirtschaftlichen Einbußen durch die Monieziose werden allgemein überschätzt, wie jüngst an Schafen durchgeführte Therapiestudien deutlich machten (DEVER et al., 2015).

2.2.4 Nematoden

Die für Ziegen und andere Wiederkäuer klinisch und wirtschaftlich bedeutsamsten Nematoden sind verschiedene Arten der Familie Trichostrongylidae. Sie treten fast immer als Mischinfektionen auf. In Ziegenherden werden sie regelmäßig und in hoher Prävalenz nachgewiesen (siehe Tab. 3; Di CERBO et al., 2010). Außerdem treten bei Ziegen sehr häufig auch Infektionen mit Kleinen Lungenwürmern (Familie Protostrongylidae) auf (Tab. 3; BRAUN et al., 2000b). Es bleibt zu bemerken, dass bei Ziegen der Große Lungenwurm (*Dictyocaulus filaria*) nicht oder nur sporadisch nachgewiesen wird, während er bei Schafen ein häufig zu findender Parasit ist (REHBEIN et al., 1998b).

Magen-Darm-Strongyliden sind monoxene Parasiten. Wiederkäuer infizieren sich durch Aufnahme der freien Drittlarven, die sich aus den zuvor fäkal ausgeschiedenen Eiern entwickelt hatten. Die pathogensten Arten für kleine Wiederkäuer sind die Labmagenparasiten *Haemonchus contortus* und *Teladorsagia circumcincta*, die mit zunehmender Weidesaison u. a. mangelnde Gewichtsentwicklung, Einbußen bei der Milch- und Wollproduktion, Durchfall, Hypalbuminämie sowie bei *H. contortus* Anämie und Todesfälle verursachen. In manchen Herden tritt *Nematodirus battus* als ein weiterer pathogener Erreger auf, der bereits wenige

Wochen nach Weideaustrieb zu hochgradiger Enteritis mit Todesfolge führen kann (ECKERT et al., 2005).

Die Strongylidose ist typischerweise eine Jungtiererkrankung. Bei Schafen nimmt aufgrund der Ausbildung einer partiellen Immunität die Empfänglichkeit für Neuinfektionen und deren klinische Auswirkungen im Verlauf der Weidesaison ab und ist im Alter von etwa einem Jahr deutlich verringert, so dass erwachsene Schafe in der Regel weit weniger anfällig für Infektionsauswirkungen als Lämmer sind. Bei Ziegen ist jedoch die Immunitätsausbildung nicht in solchem Maß vorhanden. Dies hat zur Folge, dass auch ältere Tiere vergleichsweise starke Wurmbürden beherbergen und unter Umständen Leistungseinbußen zeigen können (HUNTLEY et al., 1995; CHARTIER und HOSTE, 1997; HOSTE und CHARTIER, 1998; MACALDOWIE et al., 2003; HOSTE et al., 2010). Durch Weideexperimente bei gemeinsamer Haltung mit Schafen oder unter vergleichbaren Weidebedingungen ist dokumentiert, dass Ziegen höhere Eiausscheidungen und höhere Wurmbürden aufweisen als Schafe (LE JAMBRE und ROYAL; 1976; POMROY et al., 1986; HOSTE et al., 2008).

Die bei Ziegen und Schafen vorkommenden Arten der **Protostrongyliden** (Kleine Lungenwürmer) sind heteroxene Parasiten und benötigen Landschnecken als Zwischenwirte. Je nach Spezies besiedeln die Adultstadien Lungenalveolen (z. B. *Muellerius capillaris*) oder Bronchioli (*Protostrongylus rufescens*) und verursachen die als „Wurmknötchen“ und „Brutherde“ bekannten pathologischen Alterationen. Da bei Schafen und Ziegen Häufigkeit und Stärke des Protostrongylidenbefalls mit dem Alter zunehmen, wird davon ausgegangen, dass es gegen diese Nematoden keine ausreichende Immunitätsausbildung gibt (BERRAG und CABARET, 1997; BRAUN et al., 2000b; ECKERT et al., 2005). Die am häufigsten diagnostizierte Spezies ist *M. capillaris* (siehe Tab. 3).

2.3 Bekämpfung von Helminthosen bei Ziegen

Generell sollte die Bekämpfung von Endoparasitosen bei landwirtschaftlichen Nutztieren neben ausreichender Wasser- und Futterversorgung verschiedene Maßnahmen im Stall (z.B. Reinigung und Desinfektion) und auf der Weide (Weidemanagement) sowie einen planmäßigen Einsatz von Antiparasitika umfassen (ECKERT et al., 2005).

2.3.1 Nematodizide Anthelminthika

In Deutschland sind keine Anthelminthika für den Einsatz bei Ziegen zugelassen. Damit besteht ein „Therapienotstand“, so dass im Bedarfsfall (Entwurmung von Ziegen) gemäß des Arzneimittelgesetzes die „Umwidmung“ eines Arzneimittels, das für Schafe und/oder Rinder zugelassen ist, erfolgen kann (EMMERICH und RICHTER, 2014). In Tab. 4 sind Wirkstoffe gelistet, die beispielsweise zur Behandlung einer Magendarmwurminfektion zur „Umwidmung“ zur Verfügung stehen.

Tab. 4: In Deutschland für Schafe und/oder Rinder zugelassene und verfügbare Anthelminthika mit nematodizider Wirkung

Wirkstoffgruppe	Wirkstoff	Präparate (Auswahl)
(Pro)benzimidazole	Albendazol	Albendazol 10%®, Valbazen®
	Febantel	Rintal®
	Fenbendazol	Fenbendatat®, Panacur®
	Oxfendazol	Oxfenil®
Imidazothiazole	Levamisol	Belamisol®, Concurat-L®, Ripercol® Drench
Salizylsäureanilide	Closantel*	Flukiver®
Makrozyklische Laktone	Doramectin	Dectomax®
	Eprinomectin	Eprinex® Pour-on
	Ivermectin	Ivomec®, Qualimec®
	Moxidectin	Cyductin®
Amino-Acetonitrile	Monepantel	Zolvix®

*nematodizide Wirkung nur gegen *Haemonchus contortus*.

2.3.1.1 (Pro)benzimidazole

Die (Pro)benzimidazole sind die älteste der heutzutage für Wiederkäuer verfügbaren Anthelminthika, sie werden seit Beginn der 1960er Jahre angewendet. Sie besitzen bei Wiederkäuern ein breites Wirkungsspektrum, das Gastrointestinal- und Lungennematoden

einschließlich der Larvalstadien sowie teilweise auch Trematoden und Bandwürmer umfasst (UNGEMACH, 2003).

Benzimidazole werden bei kleinen Wiederkäuern oral verabreicht und weisen eine große therapeutische Breite auf. Sie werden biliär ausgeschieden; ihre Metabolisierung findet in der Leber über Hydroxylierung sowie Glukuronidierung und Sulfatbildung statt. Bei Ziegen werden im Vergleich zu Schafen nur halb so hohe Plasmakonzentrationen erreicht; dies wurde u. a. am Beispiel von Oxfendazol gezeigt (SANGSTER, et al. 1991). Der niedrigere Plasmaspiegel und die damit verbundene geringere Bioverfügbarkeit des Wirkstoffs sind durch die Metabolisierung in der Leber bedingt, die bei Ziegen schneller als bei Schafen erfolgt (BOGAN et al., 1987; SHORT et al., 1987, 1988; HENNESSY et al., 1993).

Der anthelminthische Effekt von Benzimidazolen beruht auf ihrer hohen Affinität für das β -Tubulin der Nematoden (LACEY, 1990; ROOS, 1990; MARTIN et al., 1997). Dadurch kommt es zu einer Hemmung der Polymerisation von Tubulin zu Mikrotubuli, woraus eine ovizide Wirkung und ein Absterben der Parasiten resultieren.

2.3.1.2 Imidazothiazole

Die anthelminthische Wirkung des gut wasserlöslichen Levamisols beschränkt sich auf Nematoden des Magendarmtrakts und der Lungen, wobei die Wirkung gegen Larvalstadien eingeschränkt ist (UNGEMACH, 2003).

Seine Bioverfügbarkeit ist bei Ziegen nach intramuskulärer Injektion höher als nach subkutaner Injektion oder oraler Gabe (GALTIER et al., 1981). Levamisol ist binnen Stunden wirksam und wird ebenso schnell in der Leber metabolisiert und über die Niere mit dem Harn ausgeschieden. Die maximalen Plasmakonzentrationen nach subkutaner und intravenöser Gabe wurden bei der Ziege innerhalb der ersten 20 Minuten gemessen (SAHAGUN et al., 2000), wohingegen beim Schaf die höchsten Plasmakonzentrationen erst nach etwa einer Stunde erreicht wurden (UNGEMACH, 2003). GALTIER et al. (1981) konnten zeigen, dass einen Tag nach der Gabe keine messbaren Konzentrationen mehr auftraten.

Levamisol ist ein direkt cholinerg Agonist und bindet an die nikotinergen Acetylcholin-Rezeptoren der Nematoden. Dadurch wird eine depolarisierende Ganglienblockade verursacht, was eine spastische Paralyse von Nematoden induziert (UNGEMACH 2003).

2.3.1.3 Closantel

Closantel ist ein bei Wiederkäuern hauptsächlich als Fasciolizid eingesetztes Wurmmittel. Es besitzt auch eine ausgezeichnete, über mehrere Tage persistierende Wirkung gegen *H. contortus*; gegen nicht hämatophage Nematoden ist es aber unwirksam. Closantel wird nach oraler Gabe schnell resorbiert. Maximale Wirkstoffspiegel im Blutplasma werden ein bis zwei Tage später erreicht. Der größte Teil des resorbierten Wirkstoffs wird unverändert an Albumin gebunden, was bei Rind und Schaf zu einer bis zu dreiwöchigen Halbwertszeit führt und die Residualwirkung gegen *H. contortus* erklärt (BAUER et al., 1996). Sein Wirkungsmechanismus soll auf der Entkoppelung der oxidativen Phosphorylierung im Helminthen beruhen (UNGEMACH 2003).

2.3.1.4 Makrozyklische Laktone

Makrozyklische Laktone verfügen bei Wiederkäuern über ein breites Wirkungsspektrum gegen Magendarm- und Lungennematoden, das auch alle Larvalstadien umfasst. Zudem besitzen sie eine akarizide und insektizide Wirkung, die zur Behandlung von Ektoparasitosen ausgenutzt werden kann. Gegen Trematoden und Zestoden sind sie aber unwirksam (UNGEMACH, 2003).

Einzelne Makrozyklische Laktone sind in Formulierungen zur oralen Anwendung, zur Injektions- oder Pour-on-Applikation erhältlich. Sie sind prinzipiell lipophil und werden im Fettgewebe und in der Leber der Wirtstiere angereichert (ALVINERIE et al., 1998). Daraus resultiert eine langsame Elimination und eine vergleichsweise lange Wirkdauer (SCHOLTYSIK und STEUBER, 2002). Bei Schafen erfolgt die Absorption von **Ivermectin** nach oraler Gabe schneller als nach subkutaner Injektion; andererseits ist nach subkutaner Injektion die Persistenzzeit des Wirkstoffs im Körper wesentlich länger und die antiparasitäre Effizienz höher als nach oraler Gabe (CAMPBELL und BENZ, 1984). Bei Ziegen waren die Gewebekonzentrationen von Ivermectin nach subkutaner Injektion signifikant höher als nach oraler Gabe; allerdings gab es zwischen beiden Applikationswegen keine Unterschiede in der Wirkung gegen den Dünndarmnematoden *T. colubriformis* (LESPINE et al., 2005). Bei

Ziegen sind die Plasmakonzentrationen von **Moxidectin** nach oraler Gabe signifikant niedriger als bei Schafen (ESCUDERO et al., 1999; CARCELES et al., 2001). TORRES-ACOSTA und JACOBS (1999) stellten fest, dass die Wirkdauer von Moxidectin gegen Trichostrongyliden nach Verabreichung der für Schafe zugelassenen und als hochwirksam bekannten Dosis von 0,2 mg/kg KGW bei Ziegen deutlich kürzer als bei Schafen ist. In diversen Feldstudien wurde allerdings für Moxidectin in der „Schafdosierung“ bei Ziegen eine ähnlich hohe Wirksamkeit gegen nicht-resistente Trichostrongyliden wie bei Schafen dokumentiert (POMROY et al., 1992; KIERAN, 1994; CORBA et al., 1995; PAPADOPOULOS et al., 2005). **Eprinomectin** ist zum Einsatz bei Rindern als Aufgussformulierung (Dosis: 0,5 mg/kg KGW) zugelassen. Diese Dosis resultierte bei Ziegen in einer wesentlich niedrigeren Bioverfügbarkeit als bei Rindern (ALVINERIE et al., 1999). Daher wird diese Dosierung für die Aufgussformulierung bei Ziegen als suboptimal angesehen (CHARTIER et al., 1999). In einem weiteren Versuch wurde bei Ziegen nach subkutaner Injektion von Eprinomectin in der Dosis von 0,2 mg/kg KGW eine ähnliche Bioverfügbarkeit wie nach Aufguss mit 0,5 mg/kg KGW erreicht (LESPINE et al., 2003).

Makrozyklische Laktone wirken auf Glutamat-abhängige Chlorid-Ionenkanäle in Zellmembranen der Nematoden. Sie bewirken eine erhöhte Permeabilität der Zellmembranen für Chlorid-Ionen erhöht, was zu einer Hyperpolarisation der neuromuskulären Membran und letztlich schlaffen Paralyse der Parasiten führt (AVERY und HORVITZ, 1990; ARENA et al., 1995; UNGEMACH, 2003).

2.3.1.5 Monepantel

Das jüngste Anthelminthikum für Wiederkäuer (Schafe) ist Monepantel, das in Europa 2010 eingeführt wurde. Sein Wirkungsspektrum umfasst Magen-Darm-Nematoden (Adulte und Viertlarven); es besitzt aber keine Wirkung gegen Lungenwürmer. Es ist ein Amino-Acetonitril-Derivat und besitzt einen Wirkmechanismus, der sich von jenen der anderen Substanzgruppen unterscheidet. Monepantel greift an einer Untereinheit (‘Hco-MPTL-1’) des nikotinergen Acetylcholin-Rezeptors im Nematoden an. Es wird nach oraler Verabreichung an Schafe leicht resorbiert und zu einem Sulfonmetaboliten oxidiert. Maximale Konzentrationen im Blutplasma werden binnen eines Tages erreicht; die Halbwertszeit ist etwa 5 Tage (Schaf). Die Elimination erfolgt vorwiegend fäkal und zu einem geringen Anteil über die Niere (EMMERICH, 2011).

2.3.2 Einsatz von Anthelminthika für Ziegen in Europa

Informationen zum Einsatz und Umgang von Anthelminthika bei Ziegen stammen aus Befragungen von Ziegenhaltern:

- In **Dänemark** führten MAINGI et al. (1996) eine Befragung in 92 Ziegenherden durch. In den Betrieben wurden im Mittel 18 Altziegen und 15 Jungtiere gehalten. Ganzjährige Weidehaltung erfolgte in 49 % der dänischen Betriebe, und in 43 % der Betriebe wurden Ziegen gemeinsam mit anderen Tierarten (Schafe, Pferde, Rinder) geweidet. In 58 % der Betriebe erfolgte ein Umtriebsweidesystem, wobei 21 % der Ziegenhalter angaben, ihre Tiere vor jedem Umtrieb mit einem Anthelminthikum zu behandeln. 15 % der Ziegenhalter verabreichten Anthelminthika bei Aufstallung und Austrieb. Weitere 16 % medikierten ihre Ziegen zusätzlich in der Ablammzeit und weitere 10 % verabreichten Anthelminthika beim Wiegen von Lämmern. In 51 % der Betriebe erfolgten Entwurmungen nur dann, wenn es notwendig erschien oder es in den Betriebsablauf passte. Die Behandlungshäufigkeit lag in 72 % der Betriebe zwischen einer und drei Behandlungen pro Jahr, wobei 64 % der Ziegenhalter ihre Tiere zwei- bis dreimal pro Jahr medikierten. Als Anthelminthika wurden am häufigsten Benzimidazole eingesetzt. Die Anwendung von Levamisol oder Ivermectin erfolgte in 4–17 % bzw. 2–18 % der Betriebe. Die Gewichtsermittlung zur Dosisberechnung erfolgte zumeist durch äußerliche Abschätzung. Die Präparate wurden überwiegend (67 %) oral verabreicht; 37 % der Tierhalter nutzten Pelletformulierungen. Die Wahl des Wurmmitteles erfolgte in 23 % der Betriebe nach eigenen Erfahrungen; 19 % der Betriebsleiter befolgten Empfehlungen des Hoftierarztes. Ein Wechsel der Wirkstoffgruppe erfolgte in 36 % der Betriebe nach jeweils zwei Jahren, aber in weiteren 34 % seltener als nach drei Jahren.

- In **Frankreich** werteten HOSTE et al. (2000) Daten von 73 Milchziegenbetrieben aus. Die mittlere Herdengröße betrug hier 86 Ziegen. 95 % der Betriebsleiter setzten regelmäßig Anthelminthika ein, wobei die mittlere Behandlungshäufigkeit 2,7 je Jahr war. 97 % der Ziegenhalter behandelten alle Herdenmitglieder zu gleichen Zeitpunkten. In 93 % der Betriebe erfolgten Entwurmungen auch der laktierenden Ziegen. Benzimidazole waren die am häufigsten (84 %) eingesetzten Anthelminthika; Makrozyklische Laktone und Levamisol kamen in 28 % bzw. 15 % der Betriebe zum Einsatz. 54 % der französischen Ziegenhalter wechselten das Medikament oder die Wirkstoffgruppe einmal jährlich, und 30 % wechselten die Wirkstoffgruppe auch während eines Weidejahres. In 16 % aller Betriebe erfolgte nie ein Wechsel der Wirkstoffgruppe. In 45 % der Ziegenbetriebe wurden Benzimidazole mit der

jeweiligen für Schafe zugelassenen Dosis und in 55 % mit der doppelten „Schafdos“ verabreicht. Dagegen kamen Levamisol und Makrozyklische Laktone in allen Betrieben nur mit der jeweiligen für Schafe zugelassenen Dosis zur Anwendung. Die Dosisbestimmung erfolgte stets durch Gewichtsschätzung.

- In **Norwegen** befragten DOMKE et al. (2011) 238 Milchziegenhalter. Dort lag die Hauptlammperiode in den Monaten Dezember bis März. 90 % der Halter trieben ihre Ziegen Mitte Mai auf Weiden aus. Die mittlere Weidezeit betrug 5–6 Monate. In 75 % der Betriebe wurden auch Rinder oder Schafe auf den Weideflächen gehalten. Jung- und Alttiere wurden im Mittel einmal pro Jahr entwurmt, wobei die Entwurmung mehrheitlich (85 %) während der Trockenstehphase erfolgte. In 10 % der Betriebe wurden im Jahr der Befragung (2007) keine Anthelminthika eingesetzt. In den anderen Herden waren hauptsächlich Benzimidazole zur Anwendung gekommen, wobei deren Einsatz über die Jahre rückläufig war. In 8 % der Herden wurden Makrozyklische Laktone vom Tierarzt appliziert. Die verabreichte Dosis erfolgte zumeist nach Abschätzung des Körpergewichts.

- Aus **Deutschland** gibt es bisher keine Umfragen zum Anthelminthika-Einsatz und Parasitenbekämpfung bei Ziegen.

2.3.3 Unerwünschte Arzneimittelreaktionen nach Anthelminthika-Anwendung bei Ziegen

In der Literatur sind folgende Arzneimittelunverträglichkeiten nach experimenteller Anwendung von Anthelminthika bei Ziegen dokumentiert:

Levamisol: Die therapeutische Breite von Levamisol ist gering und schon das Zweifache der therapeutischen Dosis kann zu unerwünschten Arzneimittelwirkungen führen (SCHAEFFER und HAINES, 1989; ARENA et al., 1995). Bei Ziegen wurden bereits mit der für Schafe empfohlenen Dosis von 7,5 mg/ kg KGW Levamisol nach intravenöser (SAHAGUN et al., 2000) oder intramuskulärer Gabe (GALTIER et al., 1981) Nebenwirkungen (Hypersalivation, Erregtheit, Tachypnoe, Tremor) beobachtet, die allerdings nur wenige Minuten anhielten.

Makrozyklische Laktone: MAVROGIANNI et al. (2004) untersuchten die Verträglichkeit von Moxidectin bei Ziegen nach oraler Applikation und subkutaner Injektion. Einzelne Lämmer und Alttiere zeigten 4–8 Stunden nach oraler oder subkutaner Anwendung der Dosis von 0,9 mg Moxidectin/kg KGW Nebenwirkungen (reduziertes Sensorium, Schläfrigkeit, Speicheln, Ataxie), die innerhalb von 36 Stunden verschwanden. Nach Injektion traten vereinzelt lokale Reaktionen an der Injektionsstelle auf, die als

Gewebeverhärtungen bis zu zwei Wochen bestehen blieben. Bei einzelnen Ziegenlämmern wurden auch nach subkutaner Applikation von 0,6 mg Moxidectin/kg KGW diese unerwünschten Arzneimittelwirkungen festgestellt. Die Dosierung von 0,3 mg Moxidectin/kg KGW führte bei trächtigen Ziegen zu keinen unerwünschten Reaktionen.

In den Jahren 2005–2011 wurden an das Bundesministerium für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL) insgesamt sechs Meldungen über unerwünschte Arzneimittelreaktionen abgegeben, die im zeitlichen Zusammenhang mit einem Anthelminthika-Einsatz bei Ziegen standen (BVL, Mitteilung per E-Mail, 2011: Tab. 5). Zwei dieser Fälle wurden von der Behörde als möglicherweise mit dem Arzneimitteleinsatz assoziiert eingeschätzt.

Tab. 5: Dem BVL mitgeteilte unerwünschte Arzneimittelreaktionen nach Anwendung von Anthelminthika bei Ziegen (2005–2011)

Jahr	Medikament (Wirkstoff)	N behandelte Tiere	N betroffene Tiere	Mitgeteilte Reaktion	Klassifizierung durch BVL
2008	Panacur boli 250® (Fenbendazol)	1	1	Abort 2 Tage nach Gabe	Unclassifiable
2008	Flukiver® (Closantel)	140	10	Ataxie, Blindheit, Atemnot, Tod oder Euthanasie	Possible
2009	Panacur boli 250® (Fenbendazol)	8	2	Verminderter Pupillenreflex, Anorexie, Ataxie, Festliegen	Unclassifiable
2009	Panacur boli 250® (Fenbendazol)	3	1	Wirkungsverlust gegen (Tricho)strongyliden	Unclassifiable
2010	Albendazol 10%® Susp.	18	18	Paralyse, Tod	Unlikely
2011	Panacur boli 250® (Fenbendazol)	3	1	Zittern, Schwäche, Anorexie	Possible

2.3.4 Anthelminthika-Resistenz

2.3.4.1 Grundlagen der Anthelminthika-Resistenzentwicklung

Nach PRICHARD et al. (1980) liegt eine **Anthelminthika-Resistenz** dann vor, wenn eine größere Anzahl an Individuen innerhalb einer Helminthenpopulation im Vergleich zu einer sensiblen Population der gleichen Spezies durch die üblicherweise wirksame Medikamentendosis nicht mehr beeinträchtigt wird. Dabei kann eine Nebenresistenz, eine Kreuzresistenz und eine multiple Resistenz unterschieden werden. Eine Nebenresistenz bezeichnet eine Resistenz innerhalb einer Wirkstoffgruppe (z. B. Benzimidazole), die gegen mehrere Wirkstoffe mit demselben Wirkmechanismus ausgeprägt ist. Die Kreuzresistenz liegt bei einer Resistenz gegen Wirkstoffe verschiedener Wirkstoffgruppen durch denselben Resistenzmechanismus vor. Eine multiple Resistenz bezeichnet eine Resistenz gegen zwei oder mehr Wirkstoffklassen (z. B. Benzimidazole und Makrozyklische Laktone).

Die Anthelminthika-Resistenz muss von dem Begriff der **Anthelminthika-Toleranz** abgegrenzt werden. Die Toleranz beschreibt Schwankungen in der Unempfindlichkeit gegen ein Anthelminthikum, die natürlicherweise auftreten, ohne dass ein vorheriger Kontakt zu diesem Anthelminthikum stattgefunden hat. Unterschiedliche Toleranzen können nach SANGSTER und GILL (1999) verschiedene Ursachen haben. Geschlechtsspezifische oder geographische Unterschiede, verschiedene Entwicklungsstadien der Parasiten oder Unterschiede der Wirtstiere können verantwortlich sein.

Das Vorhanden sein von Refugien („anthelminthika-freie“ Nischen) spielen bei der Vermeidung einer Resistenzentwicklung und einer nachhaltigen Nematodenbekämpfung eine entscheidende Rolle (BOA et al., 2001; POMROY, 2006; WAGHORN et al., 2008). Diese Refugien können in Form von freilebenden Entwicklungsstadien der Parasiten, als Entwicklungsstadien der Parasiten, die nicht durch Anthelminthika beeinflusst werden, oder als adulte Würmer, deren Wirte nicht anthelminthisch behandelt werden, vorliegen. Es handelt sich somit um Parasitenstadien, die keinem Anthelminthikum-Einsatz ausgesetzt sind und dadurch als „normale“ Population, d.h. ohne ein vermehrtes Vorkommen von Resistenzgenen, zur Reinfektion der Wirte zur Verfügung stehen. Durch ein intaktes Parasitenrefugium wird sichergestellt, dass resistente Individuen keinen Entwicklungsvorteil erhalten. BARNES et al. (1995) zeigten anhand einer Modellrechnung, dass bei einer Entwurmung von nur 80 % der Herde die Resistenzentwicklung von Magen-Darm-Strongyliden um ca. zehn Jahre verzögert

werden kann. In neueren Untersuchungen bei kleinen Wiederkäuern wurde festgestellt, dass eine Anthelminthika-Behandlung aller Tiere einer Herde mit anschließendem Umtrieb oder Austrieb auf kaum oder nicht von Nematodenstadien kontaminierte Weiden das Risiko einer Anthelminthika-Resistenzselektion wesentlich erhöht (WAGHORN et al., 2009; KENYON et al., 2009). BAUER et al. (1999) konnten zeigen, dass bereits die einmalige anthelminthische Fenbendazol-Medikation aller Schafe einer Herde bei Austrieb auf eine ‘wurmfreie‘ Weide (z. B. Neueinsaat) phäno- und genotypisch zu einem völligen Wirkungsverlust des Anthelminthikums in der nachfolgenden Wurmgeneration führt.

2.3.4.2 Anthelminthika-Resistenz bei Ziegen

HERTZBERG und BAUER (2000) gaben eine Übersicht über publizierte Berichte von Anthelminthika-Resistenzen bei Magen-Darm-Strongyliden (vor allem *Haemonchus contortus*, *Teladorsagia circumcincta*, *Trichostrongylus colubriformis*) von Schafen und Ziegen in Europa. Resistenzen gegen Levamisol wurden bereits aus Frankreich (CHARTIER et al., 2001), Dänemark (MORTENSEN et al., 2003), Großbritannien (BARTLEY et al., 2004), der Slowakei (VARADY et al., 1994) und auch aus Deutschland gemeldet (HARDER, 2002). Meldungen zu Resistenzen gegen Makrozyklische Laktone sind aus Schottland (JACKSON et al., 1992), Dänemark (MAINGI et al., 1996) und bei aus Afrika importierten Ziegen in der Schweiz bekannt (SCHNYDER et al., 2005; ARTHO et al., 2007). Nur wenige Jahre nach Einführung von Monepantel erschienen aus Neuseeland (SCOTT et al., 2013) und jüngst aus den Niederlanden (VAN DEN BROM et al., 2015) erste Berichte über resistente Trichostrongyliden bei Schafen gegen diese Substanz. In Tab. 6 findet sich eine Übersicht über Studien zum Vorkommen anthelminthika-resistenter Trichostrongyliden in europäischen Ziegenherden. Es zeigt sich, dass bei nahezu allen Untersuchungen Resistenzen gefunden wurden, wobei bei Ziegen (und Schafen) die derzeit älteste Gruppe der Benzimidazole häufiger von Anthelminthika-Resistenz betroffen war als die jüngeren Wirkstoffgruppen.

Tab. 6: Nachweise von anthelminthika-resistenten Strongylidenpopulationen in Ziegenherden europäischer Länder

Autor	Land	Benzimidazol	Levamisol	Makroz. Lakton	Resistenz
Jackson et al. (1992)	Schottland	Fenbendazol		Ivermectin	Ja
			Levamisol		Nein
Varady et al. (1994)	Slowakei	Albendazol	Levamisol	Ivermectin	Ja
Cabaret et al. (1995)	Frankreich	Fenbendazol			Ja
Borgsteede et al. (1996)	Niederlande	Oxfendazol			Ja
			Levamisol	Ivermectin	Nein
Hong et al. (1996)	England u. Wales	Fenbendazol			Ja
Maingi et al. (1996)	Dänemark	Albendazol	Levamisol	Ivermectin	
		Fenbendazol			Ja
		Febantel			
Requejo- Fernandez et al. (1997)	Spanien	Netobimin			verdächtig
				Ivermectin	Nein
Chartier et al. (1998)	Frankreich	Fenbendazol			Ja
Bauer (2001)	Deutschland	Albendazol			Ja
				Ivermectin	Nein
Chartier et al. (2001)	Frankreich	Fenbendazol	Levamisol		Ja
Mortensen et al. (2003)	Dänemark			Ivermectin	
		Albendazol	Levamisol	Moxidectin	Ja
Eysker et al. (2006)	Niederlande	Oxfendazol	Levamisol	Ivermectin 0,4 mg	Nein
				Ivermectin 0,2 mg	verdächtig
Artho et al. (2007)	Schweiz			Ivermectin	Ja
Cringoli et al. (2007)	Italien		Levamisol	Ivermectin	Nein
		Netobimin			verdächtig
Paraud et al. (2009)	Frankreich	Fenbendazol	Levamisol		Ja
Scheuerle et al. (2009)	Schweiz u. Deutschland			Eprinomectin	Ja
				Moxidectin	Nein

LITERATURÜBERSICHT

Paraud et al. (2010)	Frankreich		Ivermectin	Nein
Domke et al. (2012)	Norwegen	Albendazol		Ja
Holm et al. (2014)	Dänemark	Fenbendazol		Ja
			Ivermectin	Ja

3 Material und Methoden

Die vorliegende Studie hatte als Hauptziele, in deutschen Ziegenbetrieben aktuelle Informationen über

- (a) Betriebsstrukturen und -management, gängige Entwurmungspraktiken und den Einsatz von Anthelminthika, Artenspektrum,
- (b) Vorkommen und Verbreitung von Endoparasiten, sowie
- (c) die Verbreitung von anthelminthika-resistenten Trichostrongylidenpopulationen

zu gewinnen. Dazu wurden

- (1) ein standardisierter Fragebogen entworfen und ZiegenhalterInnen mit der Bitte um Beantwortung übermittelt,
- (2) parasitologische Untersuchungen von Kotproben aus ausgewählten Ziegenherden durchgeführt,
- (3) sowie die Wirksamkeit von drei verschiedenen Anthelminthika in ausgewählten Ziegenherden bestimmt.

3.1 Befragung von ZiegenhalterInnen

Zur Befragung von ZiegenhalterInnen wurde ein **standardisierter Fragebogen** konzipiert. In diesem waren insgesamt 32 Fragen in verschiedene Themenblöcke gegliedert (siehe Anhang). Mit den Fragen sollten Informationen

- zur Betriebsstruktur (Bestandsgröße, Rasse, Nutzungs- und Erwerbsform),
- zum Haltungssystem und Weidemanagement,
- zur Einschätzung der BetriebsleiterInnen über Vorkommen und Häufigkeit von Ekto- und Endoparasiten in ihren Ziegenherden,
- zu antiparasitären Maßnahmen einschließlich der bisher eingesetzten Wurmmittel,
- zu Unverträglichkeitsreaktionen, die ZiegenhalterInnen nach Wurmmittelverabreichung beobachtet hatten,

gesammelt werden. Der Fragebogen wurde in der Fachzeitschrift „Deutsche Schafzucht“ (Heft 15/2010) veröffentlicht. Die Teilnahme und Rücksendung ausgefüllter Fragebögen war online, per Post oder Fax möglich. Zusätzlich wurde der Link zur Online-Teilnahme in diversen Fachforen für Ziegenhalter (z. B.: ziegen-treff.de) und auf Fachtagungen publik gemacht. Zudem wurden die online verfügbaren Ziegenzuchtverbände per E-Mail informiert

und um Bekanntgabe und Verteilung der Links und/oder Fragebögen unter den Mitgliedern gebeten.

3.2 Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten

Um das Vorkommen und Artenspektrum sowie die Verbreitung von Endoparasiten zu untersuchen, wurden insgesamt 17 Ziegen-haltende Betriebe nach folgenden Kriterien ausgewählt: (i) Mindestzahl von 60 Ziegen in der Herde, (ii) letzte Entwurmung mindestens 3 Monate vor Betriebsvisite, (iii) Weidegang der Tiere. Diese Betriebe waren aus der Gesamtzahl der an der Fragebogenaktion (Kap. 3.1) teilnehmenden Betriebe ausgewählt worden; ihre geographische Lokalisation war wie folgt:

- aus Norddeutschland: Postleitzahlen-Gebiete 2, 18 und 19;
- aus Süddeutschland: Postleitzahlen-Gebiete 6, 7, 8 und 9 (ohne 99);
- aus Westdeutschland: Postleitzahlen-Gebiete 3 (ohne 39), 4 und 5;
- aus Ostdeutschland: Postleitzahlen-Gebiete 0, 1 (ohne 18 und 19), 39 und 99.

Bei der Betriebsvisite wurden Kotproben für die spätere parasitologische Untersuchung rektal genommen; die Anzahl variierte je nach Betriebsgröße zwischen 46 und 171 Proben. Individualdaten der untersuchten Tiere wurden tabellarisch erfasst und ausgewertet.

Zusätzlich wurden Kotproben von Ziegen aus weiteren 9 Betrieben, die den oben genannten Kriterien entsprachen, untersucht.

3.2.1 Parasitologische Kotuntersuchungsmethoden

3.2.1.1 Modifiziertes McMaster-Verfahren

Die quantitative Bestimmung der individuellen Ausscheidung von Nematodeneiern (Eizahl pro Gramm Kot, EPG) und *Eimeria* spp.-Oozysten (Oozystenzahl pro Gramm Kot, OPG) erfolgte mit dem modifizierten McMaster-Verfahren (BAUER, 2006), wobei die Zählkammern von FiBL (Bezugsquelle: Forschungsinstitut für biologischen Landbau, Ackerstraße, 5070 Frick, Schweiz) und gesättigte NaCl-Lösung als Flotationsmedium verwendet wurden. Mit dem McMaster-Verfahren wurden nicht nur Magen-Darm-

Strongylideneier (MDS-Eier ohne *Nematodirus*-Eier), sondern auch Eier von anderen Nematoden (*Nematodirus*, *Trichuris*, *Strongyloides*) sowie von *Moniezia* erfasst. Bei Nachweis von Bandwurmeiern bei einem Einzeltier wurde die gesamte Herde als infiziert angesehen.

3.2.1.2 Sedimentationsverfahren

Zum Nachweis von Eiern des Großen oder Kleinen Leberegels wurde das Sedimentationsverfahren nach Benedek angewendet (BAUER, 2006). Diese Untersuchungen erfolgten mit Gruppenkotproben, die sich aus einer Kotpille jedes Tieres der entsprechenden Gruppe (vgl. Kap. 3.3.1.2) zusammensetzte.

3.2.1.3 Trichterauswanderverfahren

Der Nachweis von Lungenwurmlarven erfolgte mit dem Trichterauswanderungsverfahren nach Baermann (BAUER, 2006). Diese Untersuchungen erfolgten mit Gruppenkotproben, die sich aus einer Kotpille jedes Tieres der entsprechenden Gruppe (vgl. Kap. 3.3.1.2) zusammensetzte.

3.2.1.4 Drittlarvenzüchtung und -differenzierung mittels Koprokultur

Drittlarven (L3) von Magen-Darm-Strongyliden wurden vor der Anthelminthika-Behandlung (vgl. Kap. 3.3.1.2) in Gruppenkotkulturen gezüchtet (BAUER, 2006). Jeweils 100 Drittlarven wurden anhand morphologischer Merkmale (CHRISTIE und JACKSON, 1982) nach Art oder Gattung differenziert.

3.2.1.5 Oozystendifferenzierung

Um die *Eimeria*-Arten zu identifizieren, wurden in jedem Betrieb vor sowie nach anthelminthischer Behandlung (vgl. Kap. 3.3.1.2) jeweils eine Kotpille der Ziegen zu einer Sammelkotprobe zusammengefügt. Von dieser gut durchmischten Probe wurden dann 4 g Kot auf eine Petrischale gegeben und mit 2,5 %iger Kaliumdichromatlösung (ca. 6 ml) versetzt. Dieses Gemisch wurde bei Raumtemperatur (ca. 20–22 °C) für 10 Tage gelagert und täglich mit einem Spatel zur Belüftung gerührt; bei Bedarf wurde 0,1 %ige Kaliumdichromatlösung zum Schutz vor Austrocknung hinzugefügt. Nach zehn Tagen wurde das Kaliumdichromat-Kotgemisch gefiltert und in kleine Glasfläschchen (10 ml) zur Aufbewahrung bei 6 °C

abgefüllt. Später wurde ca. 1 ml des Gemisches in ein Zentrifugenröhrchen (15 ml) überführt, mit gesättigter Zuckerlösung aufgefüllt und bei 3.000 rpm 10 min lang zentrifugiert. Nach Abnahme der flotierten Oozysten wurden 100 Oozysten bei 100-facher Vergrößerung anhand morphologischer Kriterien (Breite und Länge, Form, Vorhandensein oder Fehlen einer Mikropyle und Polkappe) gemäß den Angaben von NORTON (1986) nach Spezies differenziert.

3.3 Überprüfung der Wirksamkeit von Anthelminthika

3.3.1 Anthelminthische Wirksamkeit in eigener Therapiestudie

3.3.1.1 Auswahl der Versuchsbetriebe

Die Überprüfung der anthelminthischen Wirksamkeit von drei Standardpräparate erfolgte in **17 Ziegenherden**, die nach folgenden Kriterien ausgewählt worden waren: (i) Mindestzahl von 60 Ziegen in der Herde, (ii) letztmalige Entwurmung mindestens 3 Monate vor Untersuchungsbeginn, (iii) Weidegang der Tiere (Kap. 3.2). Die Betriebsdaten (Management, Parasitenbehandlungen etc.) waren mit dem in Kap. 3.1 beschriebenen Fragebogen erfasst worden.

3.3.1.2 Versuchsgruppen und Behandlung

Beim ersten Besuch eines jeden Betriebs (Tag 0) wurden die Ziegen vom Untersucher mittels einer elektronischen Waage für kleine Wiederkäuer (Wägebereich: 2–300 kg; Wägeintervall: 200 g) gewogen und dann nach dem Zufallsprinzip in vier gleich große Gruppen unterteilt; die Gesamtzahl der Tiere richtete sich nach Betriebsgröße. Die Tiere von drei Gruppen wurden gemäß dem individuellen Körpergewicht mit einem Anthelminthikum oral behandelt:

- Gruppe 1: **Albendazol** (Valbazen® 1,9% Suspension zum Eingeben für Schafe; Elanco Animal Health, Bad Homburg) in der Dosis von 7,6 mg/kg KGW (dies entspricht dem Doppelten der für Schafe zugelassenen Dosis);
- Gruppe 2: **Levamisol** (Ripercol® Drench 88,5 mg/ml, Lösung zum Eingeben für Rinder und Schafe; Janssen Animal Health, Neuss) in der Dosis von 11,96 mg/kg KGW (dies entspricht dem 1,5-Fachen der für Schafe zugelassenen Dosis);
- Gruppe 3: **Moxidectin** (Cydectin® 0,1% orale Lösung zum Eingeben für Schafe; Pfizer GmbH, Berlin) in der Dosis von 0,4 mg/kg KGW (dies entspricht dem Doppelten der für Schafe zugelassenen Dosis).

Die Tiere der 4. Gruppe blieben als **Kontrollen** unbehandelt.

Kotproben jedes Einzeltieres einer Gruppe wurden direkt vor Behandlung (Tag 0) sowie zwei Wochen nach der Behandlung (Tag 14) rektal entnommen und gekühlt gelagert ins Labor transportiert. Dort erfolgte die Untersuchung mit dem modifizierten McMaster-Verfahren (Kapitel 3.2.1).

Beim zweiten Betriebsbesuch (Tag 14) wurden die zuvor unbehandelten Tiere der Kontrollgruppe mit Levamisol (Ripercol[®] Drench) oder Moxidectin (Cydectin[®] 0,1%) wie oben beschrieben behandelt.

3.3.1.3 Wirksamkeitsberechnung

Der **Eizahlreduktionstest** diente zur Bestimmung der Wirksamkeit der einzelnen Anthelminthika in jeden Betrieb. Dazu wurden in jeder Gruppe die individuellen EPG-Werte (Magen-Darm-Strongylideneier ohne *Nematodirus*-Eier) vor und 2 Wochen nach Medikation arithmetisch gemittelt. In die Wirksamkeitsberechnung wurden nur jene Tiere einbezogen, bei denen vor der Behandlung (Tag 0) die Eiausscheidung ≥ 100 EPG betragen hatte.

Für jedes Anthelminthikum erfolgte die **Berechnung der mittleren Eizahlreduktion** und ihrer approximativen 95%-Konfidenzgrenzen auf drei Wegen:

- (a) durch Vergleich der Eiausscheidung in der Behandlungsgruppe mit jener in der Kontrollgruppe 2 Wochen nach Medikation (also ohne Einschluss der EPG-Werte vor Medikation) gemäß der Formel von COLES et al. (1992);
- (b) durch Vergleich der Eiausscheidung in der Behandlungsgruppe vor Medikation mit jener 2 Wochen nach Medikation (also ohne Einschluss der EPG-Werte der Kontrollgruppe) gemäß der Formel von GERWERT et al. (2002);
- (c) durch Vergleich der Eiausscheidung in der Behandlungsgruppe mit jener der Kontrollgruppe jeweils vor und 2 Wochen nach Medikation gemäß der Formel von GERWERT et al. (2002).

Die **Interpretation** der mit diesen drei Berechnungsverfahren erhaltenen Ergebnisse erfolgte gemäß den WAAVP-Empfehlungen (COLES et al., 1992):

- mittlere Eizahlreduktion $>95\%$ sowie untere 95%-Konfidenzgrenze $>90\%$: **kein** Hinweis für das Vorliegen einer resistenten Trichostrongylidenpopulation im Betrieb, das Anthelminthikum ist wirksam;
- mittlere Eizahlreduktion $>95\%$, aber untere 95%-Konfidenzgrenze $<90\%$: **möglicher Hinweis** für das Vorliegen einer resistenten Trichostrongylidenpopulation im Betrieb;
- mittlere Eizahlreduktion $<95\%$ und untere 95%-Konfidenzgrenze $<90\%$: **Nachweis** für das Vorliegen einer resistenten Trichostrongylidenpopulation im Betrieb, das Anthelminthikum ist nicht oder nur unzureichend wirksam.

3.3.2 Anthelminthische Wirksamkeit in weiteren Herden

Zusätzlich zu den Kotproben aus den 17 Ziegenherden des experimentellen Studienteils (Kap. 3.3.1) wurden Betriebsleiter oder Tierärzte weiterer Ziegenbetriebe gebeten, frische Individualkotproben von Ziegen direkt vor sowie etwa 2 Wochen nach deren anthelminthischer Behandlung einzusenden. Insgesamt wurden aus 31 Betrieben 301 Kotproben eingesandt.

Die vor und nach Entwurmung eingesandten Kotproben wurden wie oben (Kap. 3.2.1) beschrieben untersucht. Eine Berechnung der Eizahlreduktion (Magen-Darm-Strongyliden) gemäß Kap. 3.3.1.3 erfolgte nur für jene Betriebe, in denen bei ≥ 5 Ziegen die Eiausscheidung vor Medikation ≥ 100 EPG betragen hatte. Dies war in 10 der 31 Betriebe der Fall.

3.4 Statistische Auswertung

Die Auswertung der Daten erfolgte mit dem Statistikprogramm SAS 9.2. Es wurde eine deskriptive Statistik der metrischen Variablen erstellt: Anzahl (N), arithmetischer Mittelwert (Mittel), Standardabweichung (SD), Extremwerte (Minimum, Maximum), Median und Quartile (25. und 75. Perzentil). Die Verteilung kategorialer und ordinaler Daten wurde mittels absoluter und relativer Häufigkeiten beschrieben. Dabei fanden die SAS-Prozeduren 'Means', 'Glm' und 'Univariate' Verwendung. Zur Untersuchung der Abhängigkeit zweier metrischer Variablen wurde der Spearman'sche Rangkorrelationskoeffizient berechnet; er wurde dem Pearson'schen Korrelationskoeffizienten vorgezogen, da nicht von einer linearen

Abhängigkeit der Daten ausgegangen werden kann. Um zwei Variablen miteinander zu vergleichen und Signifikanzen ($p < 0,05$) zu ermitteln, wurde der Mann-Whitney-U-Test durchgeführt. Dieses nicht-parametrische Verfahren wurde benutzt, weil bei Überprüfung der Daten auf Normalverteilung mithilfe des Shapiro-Wilk-Tests die Normalverteilungsannahme abgelehnt worden war.

Zur Berechnung der anthelminthischen Wirksamkeit (Eizahlreduktion) wird auf die Angaben im Kap. 3.3.1.3 verwiesen.

4 Ergebnisse

4.1 Betriebsstruktur, -management und Entwurmungspraxis in deutschen Ziegenbetrieben

Insgesamt wurden aus **132 Betrieben** vollständig ausgefüllte Fragebögen online (N = 81) oder per Post oder Fax (N = 51) zurückgesandt und standen der folgenden Auswertung zur Verfügung.

4.1.1 Betriebsgröße

In diesen 132 Fragebögen wurden Daten über insgesamt 7.005 Ziegen (Altziegen, Jungtiere, Lämmer, Böcke) erfasst, was einer mittleren Herdengröße von 53 Tieren entsprach. Im Mittel wurden 31,4 Altziegen gehalten, wobei der kleinste Betrieb keine Alttiere und der größte Betrieb 240 Altziegen beherbergte. Für die weitere Auswertung erfolgte eine Einteilung in Großbetriebe mit >45 Altziegen (N = 27 Betriebe) und in Kleinbetriebe mit <45 Altziegen (N = 105 Betriebe). Im arithmetischen Mittel beherbergten große und kleine Betriebe 108,8 bzw. 11,4 Altziegen sowie 66,2 bzw. 7,2 Jungtiere (Tab. 7). Im Mittel wurden $2,6 \pm 4,1$ (0–30) Böcke je Herde gehalten; dabei war das Verhältnis von Zuchtböcken zu Altziegen in Großbetrieben (0,1:1) nur etwa halb so groß wie in Kleinbetrieben (0,2:1).

Tab. 7: Betriebsgröße von 132 deutschen Ziegenbetrieben

Parameter	Gesamt	Große Betriebe (>45 Altziegen)	Kleine Betriebe (< 45 Altziegen)
N Betriebe	132	27	105
N Altziegen	31,4 ± 46,3	108,8 ± 50,4	11,4 ± 10,8
N Jungtiere	19,5 ± 40,0	66,2 ± 69,7	7,2 ± 7,4
Verhältnis Bock : Altziege	-	0,1:1	0,2:1

4.1.2 Rassen, Schwerpunkt der Ziegenhaltung und Betriebsstruktur

Bunte Deutsche Edelziegen und Burenziegen waren mit jeweils 24 % der Nennungen die am häufigsten gehaltenen Rassen. In 21 % der 132 Herden wurden Thüringer Waldziegen, in

weiteren 20 % Weiße Deutsche Edelziegen gehalten. Eine Haltung von Zwergziegen und Tauernschecken erfolgte in 5 % bzw. 4 % der Betriebe.

Die Frage nach dem Fokus der Ziegenhaltung erlaubte Mehrfachantworten (Abb. 1). Demzufolge lag der Hauptfokus in der Landschaftspflege, denn 44 % aller BetriebsleiterInnen gaben dies als Schwerpunkt an. In 36 % bzw. 39 % der Betriebe war die Fleisch- oder Milchproduktion von vorrangiger Bedeutung.

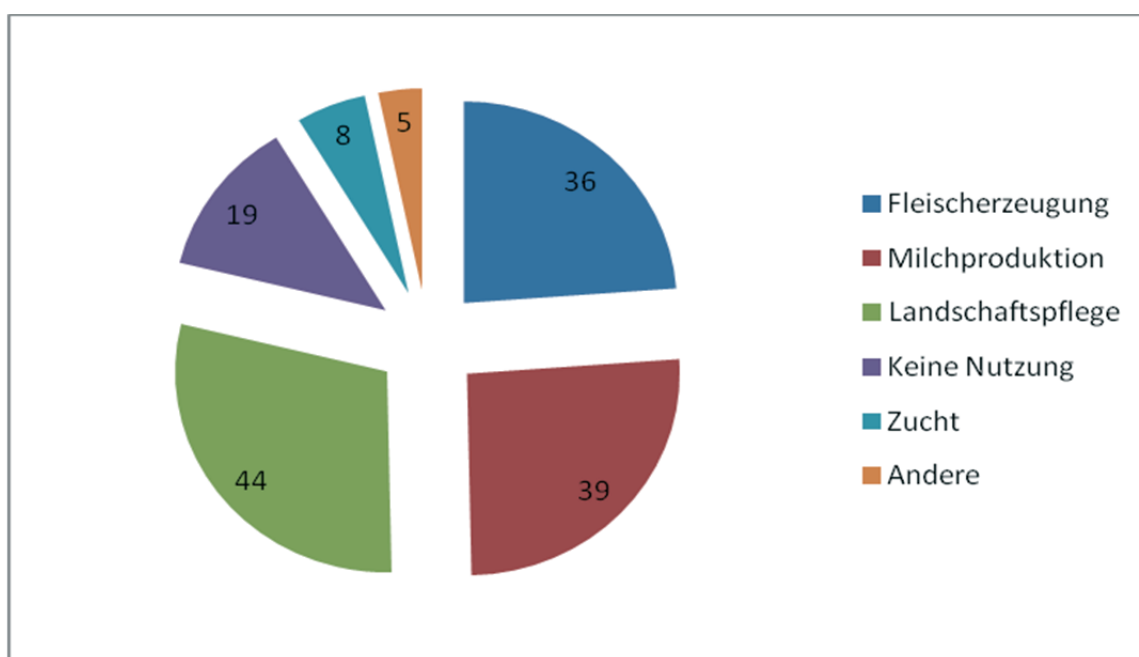


Abb.1: Häufigkeit (%) der Nutzungsrichtung der Ziegenhaltung in 132 deutschen Ziegenherden (Mehrfachnennungen möglich).

Insgesamt wurde vom überwiegenden Teil der BetriebsleiterInnen (75 %) die Ziegenhaltung als Hobby bezeichnet. Bei Berücksichtigung der Herdengröße diente sie in 63 % der Großbetriebe dem Vollerwerb, in den verbliebenen 37 % war sie ein Nebenerwerb. Dagegen wirtschafteten nur 6 % der BetriebsleiterInnen von Kleinbetrieben im Vollerwerb und 22 % hielten ihre Ziegen im Nebenerwerb.

Die Bewirtschaftung erfolgte in 64 % der Betriebe konventionell. 36 % der BetriebsleiterInnen führten ihren Betrieb nach den Kriterien des ökologischen Landbaus.

4.1.3 Haltung und Weidemanagement

In 17 % der Betriebe wurden Ziegen ganzjährig im Stall gehalten, und in 21 % erfolgte eine ganzjährige Weidehaltung. Zwei Drittel (62 %) der BetriebsleiterInnen praktizierten eine saisonale Stall- und Weidehaltung. In den meisten Betrieben (87 %), die eine reine Stallhaltung durchführten stand den Tieren immer (64 %) oder nur tagsüber (36 %) ein Auslauf zur Verfügung.

Die Besatzdichte der Weideflächen mit Altziegen war in Kleinbetrieben und Großbetrieben mit jeweils 0,34 Altziegen/ha gleich hoch. In Großbetrieben war die Koppelhaltung (44 %), in Kleinbetrieben die Wechselbeweidung (38 %) vorherrschend (Abb. 2).

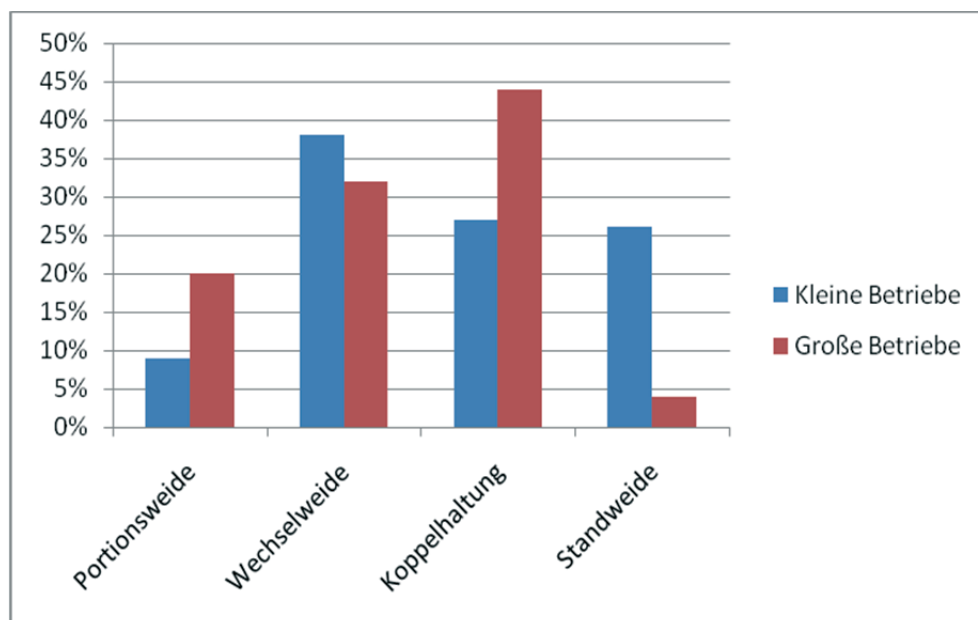


Abb. 2: Häufigkeit von Weideformen in großen (> 45 Altziegen) und kleinen (< 45 Altziegen) Betrieben (N = 132 Ziegenherden).

In 45 % der Betriebe wurden Ziegenweiden auch für andere Tierarten genutzt (Schafe; 50 %; Rinder: 36 %; Pferde: 10 %; andere Tiere wie Enten und Esel: 4 %).

67 % der befragten Ziegenhalter gaben an, Maßnahmen zur Weidepflege durchzuführen, wobei Mulchen und Mähen am häufigsten genannt wurden. Seltener durchgeführte Maßnahmen waren: Absammeln von Kot, Düngungsmaßnahmen, Nachsaat, Zurückschneiden von Gehölz (Abb. 3).

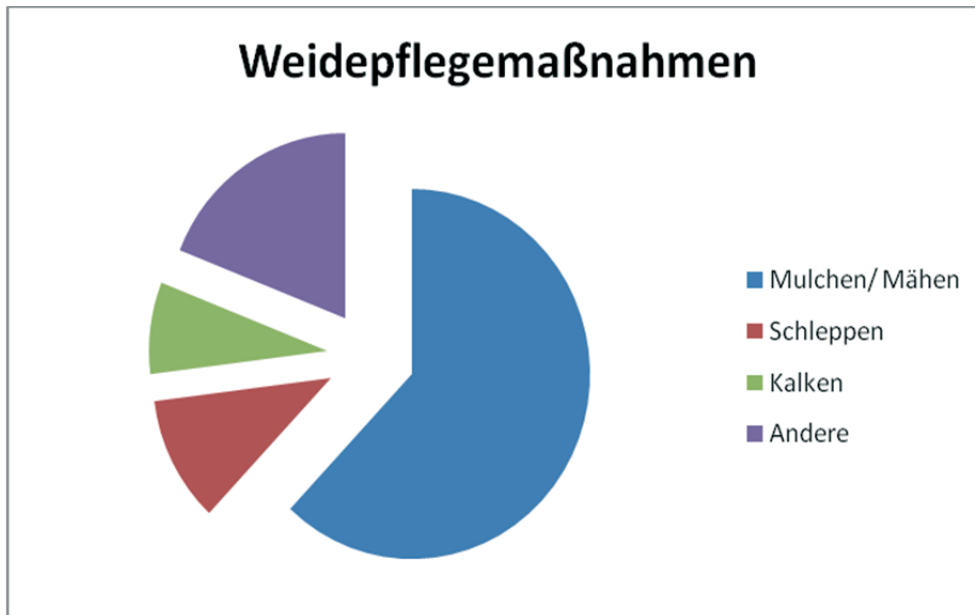


Abb. 3: Weidepflegemaßnahmen in 88 deutschen Ziegenherden

Die Stallentmistung erfolgte in vielen Ziegenhaltungen nur ein- bis zweimal pro Jahr (41 %). In einigen Betrieben (6 %) wurde eine tägliche Entmistung praktiziert. Allerdings gaben einzelne BetriebsleiterInnen (1,6 %) an, die Stallentmistung nur etwa alle vier Jahre vorzunehmen (Abb. 4).

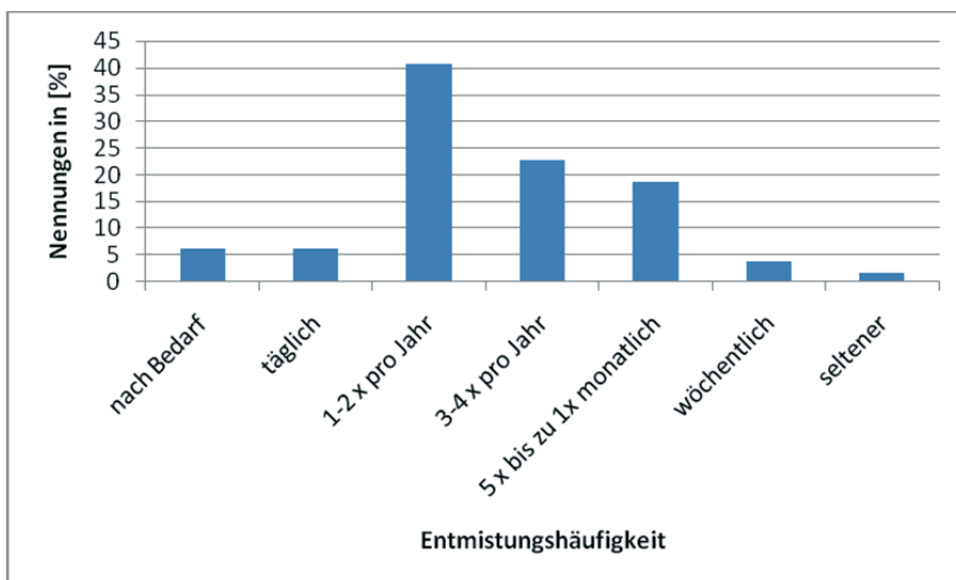


Abb. 4: Häufigkeit der Stallentmistung in 132 deutschen Ziegenherden

4.1.4 Parasitenproblematik und Entwurmungspraxis

Von der Mehrzahl der BetriebsleiterInnen wurden Magen-Darm-Strongyliden als größtes **Endoparasitenproblem** angesehen, denn 83 % der Befragten gaben an, „immer wieder“ ein Problem mit Magen-Darm-Strongyliden zu haben oder dass es „schon einmal aufgetreten“ sei. Eimeriosen wurden von 76 % der Ziegenhalter als zumindest gelegentlich auftretendes Problem eingeschätzt. Lungenwurmbefall war in 36 % der Betriebe „schon einmal aufgetreten“, aber in 51 % „noch nie nachgewiesen“ worden. Leberegelbefall war nach den Angaben in 74 % der Betriebe „noch nie nachgewiesen“ worden. (Abb. 5).

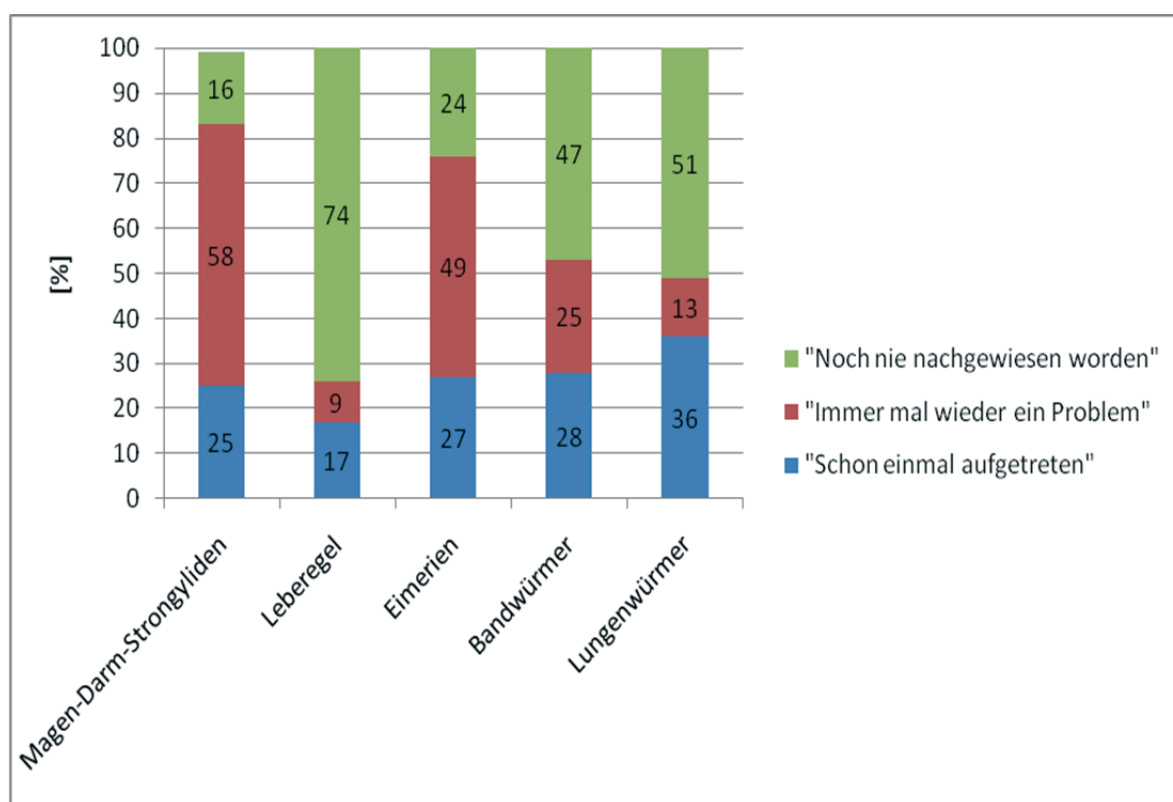


Abb. 5: Beurteilung der Endoparasitenproblematik durch BetriebsleiterInnen von 132 deutschen Ziegenherden.

Laut Angaben bereiteten bei **Ektoparasiten** Haarlinge „immer wieder“ Probleme (23 %) oder sind „schon einmal aufgetreten“ (42 %). Räudemilben waren von 30 % der BetriebsleiterInnen schon einmal erkannt worden und führten in 16 % der Herden „immer wieder“ zu Problemen. Dagegen wurden Läuse mehrheitlich (88 %) nie beobachtet. Zecken hatten lediglich drei der 132 BetriebsleiterInnen als Ektoparasiten genannt.

In über 98 % der 132 Ziegenbetriebe wurden **Anthelminthika** regelmäßig, mindestens 1x pro Jahr, eingesetzt. Interessanterweise verzichteten 2 % der BetriebsleiterInnen gänzlich auf den Einsatz von allopathischen Wurmmitteln. 35 % der Ziegenhalter gaben an, regelmäßig „Hausmittel“ zur Bekämpfung von Endoparasiten oder zu deren Vorbeuge anzuwenden; dabei wurde das Verfüttern von Nadelhölzern oder tanninhaltigen Gewächsen am häufigsten genannt (18 Betriebe). Homöopathika wurden von elf BetriebsleiterInnen (8 %) zur Entwurmung eingesetzt. Insgesamt 18 (14 %) der BetriebsleiterInnen verwendeten dafür Kräuter, Kräutermischungen oder Knoblauch. Weitere antiparasitäre Maßnahmen waren: Verfütterung von Farngewächsen (2 Betriebe) oder Steinmehl (1 Betrieb).

Kalken, Mulchen oder Mähen von Weideflächen wurde in der Hälfte (51 %) aller Betriebe als vorbeugende Maßnahme gegen Parasitenbefall durchgeführt.

Lediglich ein Ziegenhalter erklärte, zugekaufte Tiere vorübergehend im Quarantänestall zu halten.

Ein Drittel der ZiegenhalterInnen gab an, nie **Kotuntersuchungen** durchführen zu lassen. Jeweils 20 % ließen einmal jährlich oder seltener Kotproben parasitologisch untersuchen. In 11 % der Betriebe wurde nur entwurmt, wenn zuvor Kotuntersuchungen durchgeführt worden waren. Nur in zwei Betrieben (1,5 %) erfolgten Überprüfungen des Behandlungserfolgs nach der anthelminthischen Medikation.

Die überwiegende Mehrzahl (85 %) der ZiegenhalterInnen erhielten **Informationen über Anwendung und Dosis** von Antiparasitika zumeist vom Hoftierarzt. Allerdings nutzten insgesamt 72 % auch weitere Informationsquellen wie Beipackzettel (39 %), Internet (30 %) oder Fachzeitschriften und Bücher (27 %) (Abb. 6).

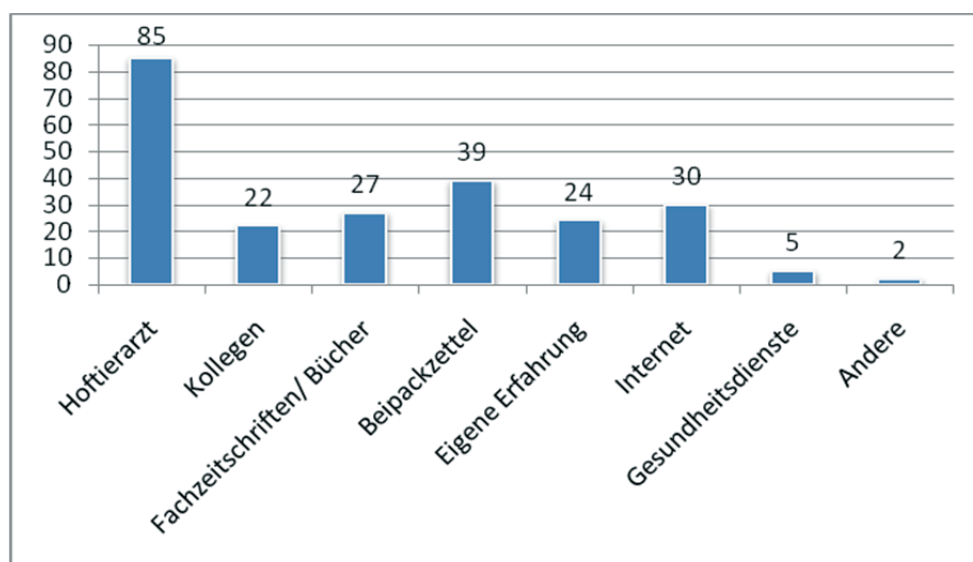


Abb. 6: Informationsquellen zu Anthelminthika in 132 deutschen Ziegenherden

In der Mehrzahl der Betriebe (61 %) wurden alle Tiere regelmäßig zu bestimmten Zeiten entwurmt. In 19,5 % der Betriebe erfolgten Behandlungen nur bei Notwendigkeit. 7 % der ZiegenhalterInnen gaben an, regelmäßig zu behandeln, wobei dies bei einzelnen Gruppen (nur Jungtiere oder nur Altziegen) erfolgte. In 12,5 % der Betriebe erfolgten Behandlungen nach vermuteter Notwendigkeit bei Einzeltieren. Dabei wurde der Behandlungszeitpunkt vom Vorliegen bestimmter Merkmale (schlechter Allgemein- und Ernährungszustand, 68 %; schlechtes Haarkleid, 43 %; Durchfall, 35 %) und/oder von Ergebnissen der Kotuntersuchungen (57 %) abhängig gemacht.

Die **Entwurmungshäufigkeit** variierte in den Betrieben von 0–10 Medikationen pro Jahr. Im Mittel wurden Ziegen $2,5 \pm 1,3$ Mal pro Jahr anthelminthisch behandelt, wobei dies in Kleinbetrieben häufiger ($2,6 \pm 1,4$ pro Jahr) als in Großbetrieben ($2,1 \pm 0,7$ pro Jahr) erfolgte. In 19 % der Betriebe unterschied sich die Entwurmungshäufigkeit bei Altziegen und Jungtieren ($2,9 \pm 2,1$ pro Jahr).

Entwurmungszeitpunkt: Am häufigsten wurden Ziegen am Ende der Weidesaison im Herbst (60 %) sowie zu Beginn der Weidesaison im Frühjahr (58 %) anthelminthisch medikiert (Abb.7).

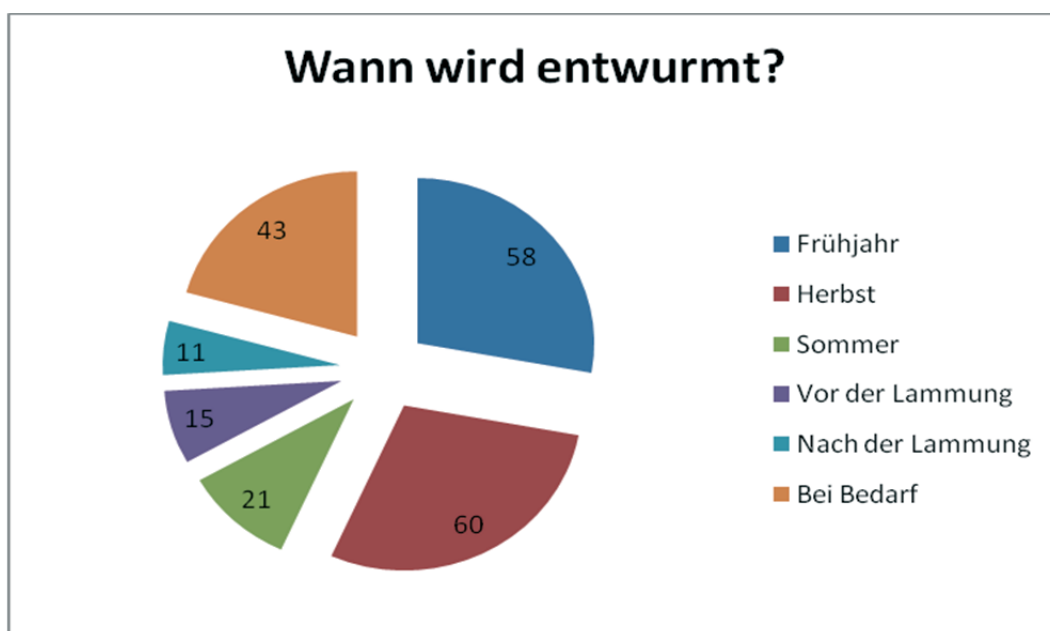


Abb. 7: Zeitpunkt des Anthelminthika-Einsatzes in 130 deutschen Ziegenherden (%-Angaben)

Unter den eingesetzten Anthelminthika wurde Makrozyklischen Laktonen deutlich der Vorrang gegeben, denn in 83 (63 %) aller Betriebe wurden Ziegen damit medikiert. Ein Einsatz von Benzimidazolen oder Levamisol erfolgte in 44 (34 %) bzw. 4 Betrieben (3 %) (Abb. 8). Cydectin® (Moxidectin) war das am häufigsten genannte Präparat, gefolgt von Dectomax® (Doramectin) (Abb. 9).

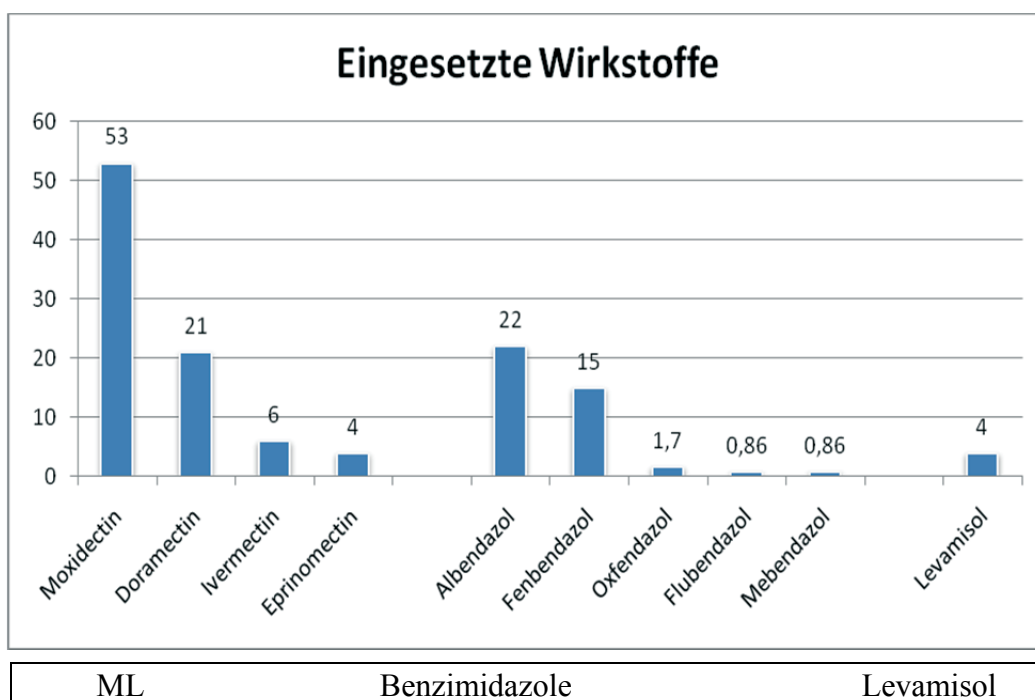


Abb. 8: Häufigkeit (%) der eingesetzten Wirkstoffe in 130 deutschen Ziegenherden (Mehrfachnennungen möglich).

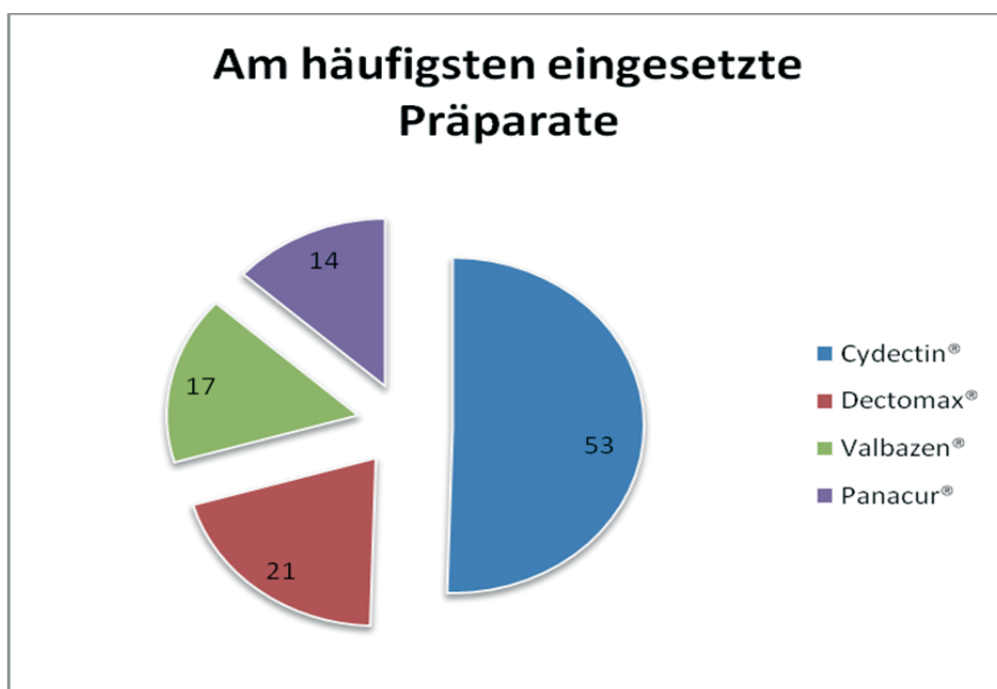


Abb. 9: Häufigkeit (%) der eingesetzten Präparate in 130 deutschen Ziegenherden.

Die Angaben der Ziegenhalter zu verwendeten Dosierungen von Anthelminthika variierten stark und reichten von einem Zehntel bis zum 14-Fachen der für Schafe zugelassenen Dosis (Tab. 8). Demnach wurden Benzimidazole bei Ziegen meist höher dosiert als bei Schafen eingesetzt, während Levamisol nicht selten unterdosiert verabreicht wurde.

Tab. 8: Häufigkeit (%) der bei Ziegen eingesetzten Dosis im Vergleich zu der für Schafe zugelassenen Dosis in 130 deutschen Ziegenherden

Dosis im Vergleich zur für Schafe zugelassenen Dosis	Benzimidazole (N = 44)	Levamisol (N = 3)	Makrozyklische Laktone (N = 83)
< 1	4,6	33	1,2
1	38,6	67	43,4
1,5	6,8	0	26,5
2	43,2	0	25,3
> 2	6,8	0	3,6

Auf die Frage, wie lange das aktuell verwendete Präparat bereits zur Entwurmung eingesetzt worden war, variierten die Antworten mit 0,5–20 Jahre stark. Im Mittel wurden Wurmmittel nach $2,9 \pm 2,7$ Jahren gewechselt, wobei 51 % der befragten BetriebsleiterInnen angaben, Präparate „regelmäßig“ zu wechseln (1x jährlich: 38 %; seltener, >1–3 Jahre: 26 %).

Wurmmitteldosis: In zwei Drittel (67 %) aller Betriebe wurde das Körpergewicht der Ziegen vor Medikation geschätzt. Nur 6 % der ZiegenhalterInnen gaben an, Tiere vor Behandlung zu wiegen (Abb. 10). Etwa 77 % der ZiegenhalterInnen dosierten Anthelminthika nach geschätztem oder gewogenem Individualgewicht. Weitere 20 % der TierhalterInnen verabreichten eine Einheitsdosis an jedes Tier der Herde.

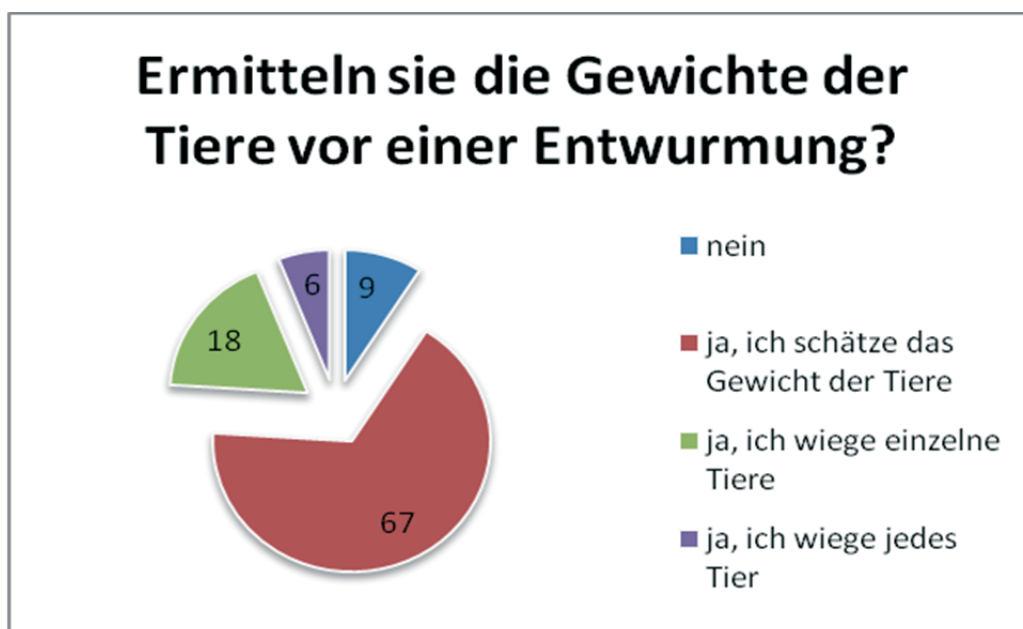


Abb. 10: Häufigkeit (%) der Gewichtsbestimmung vor Anthelminthika-Einsatz in 130 deutschen Ziegenherden.

Verabreichungsroutine: In 87 % der Betriebe wurde das Anthelminthikum von einem Betriebszugehörigen verabreicht; 13 % der BetriebsleiterInnen ließen Behandlungen vom Hoftierarzt vornehmen. Wurmmittel wurden am häufigsten (74 %) oral appliziert. Sofern möglich, wurden Präparate auch subkutan (17 %), intramuskulär (3 %) oder als Aufguss (3 %) eingesetzt. Die Medikation übers Futter erfolgte lediglich in einem Betrieb (0,9 %).

4.1.5 Unerwünschte Arzneimittelreaktionen nach Entwurmung

Nebenwirkungen im Zusammenhang mit Anthelminthika-Einsatz hatten angeblich 23 (17 %) der 132 BetriebsleiterInnen in der Vergangenheit beobachtet: Durchfall innerhalb von 1–2 Tagen nach Behandlung (10 %), „veränderter Gang“ (5 %), „veränderte Körperhaltung“ (3 %), apathische Tiere (3 %), Hecheln (2 %); nach parenteraler Applikation Schwellungen (3 %) oder Juckreiz (2 %) an der Injektionsstelle. In zwei Fällen wurde über Haarausfall nach Aufgussbehandlung berichtet. Ein Betriebsleiter wollte sehr häufig (bei 70 % der behandelten Tiere) Krämpfe beobachtet haben, nachdem er Belamisol® (Levamisol) und Vecoxan® (Diclazuril) gemeinsam verabreicht hatte.

4.2 Untersuchungsergebnisse in den Versuchsbetrieben

4.2.1 Struktur der Versuchsbetriebe

In der Therapiestudie auf 17 Versuchsbetrieben kamen Kotproben von 1803 Ziegen zur Auswertung, wobei je nach Betriebsgröße 46–171 Ziegen untersucht wurden (Tab. 9). Fast alle der für die Therapiestudie benutzten Tiere waren weiblichen Geschlechts; drei Viertel waren Altziegen. Jeweils etwa 40 % waren im Süden oder Westen Deutschlands beheimatet. Auf jedem Versuchsbetrieb wurden die Tiere je nach Herdengröße am Versuchstag 0 in 2–4 Versuchsgruppen aufgeteilt, beprobt und medikiert (siehe Kap. 3.3.1.2) (Tab. 10).

Tab. 9: Jeweilige Anzahl der in 17 Versuchsbetrieben untersuchten Ziegen

Betrieb	N untersuchte Tiere
1	62
2	163
3	107
4	70
5	118
6	46
7	168
8	136
9	56

ERGEBNISSE

10	118
11	171
12	98
13	89
14	122
15	167
16	57
17	55

Tab. 10: Kenndaten der in 17 Versuchsbetrieben untersuchten Ziegen

Parameter		N	%
Geschlecht	Weiblich	1.683	93,3
	Männlich	120	6,7
Alter	Jungtiere	391	21,7
	Altziegen	1.412	78,3
Region	Norden	118	6,5
	Süden	818	45,4
	Westen	700	38,8
	Osten	167	9,3
Nutzungsart	Hobbyhaltung	46	2,5
	Milchproduktion	443	24,6
	Fleischerzeugung	443	24,6
	Landschaftspflege	871	48,3
Medikament	Unbehandelt	367	20,4
	Albendazol	501	27,8
	Levamisol	403	22,4
	Moxidectin	532	29,5

4.2.2 Parasitologische Ergebnisse vor Medikation

4.2.2.1 Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern

Alle 17 Versuchsbetriebe beherbergten Ziegen, die MDS-Eier ausschieden (Betriebsprävalenz 100 %). Bei 142 von 1.803 untersuchten Ziegen konnte **vor Entwurmung** keine MDS-Eiausscheidung festgestellt werden, die globale mittlere Befallsextenstität betrug also 92,1 %.

Die mittlere Stärke der Ausscheidung von MDS-Eiern lag bei 749 ± 955 EPG; die maximale individuelle MDS-Eiausscheidung betrug 13.100 EPG. Bei Lämmern und Jungtieren war die Eiausscheidung mit im Mittel 1.175 ± 1.214 EPG signifikant ($p < 0,001$) höher als bei Alttieren mit 631 ± 833 EPG.

Zwischen der Höhe der MDS-Eiausscheidung und dem individuellen **Körpergewicht** bestand ein signifikanter schwach negativer Zusammenhang, d. h. je höher die Eiausscheidung war, desto geringer war das Körpergewicht ($r_s = -0,296$; $p < 0,001$; $N = 1.777$; Spearman'sche Rangkorrelation).

Die Ausscheidung von MDS-Eiern differierte signifikant ($p < 0,001$; Kruskal-Wallis-Test) bei Ziegen in unterschiedlichen **Nutzungsformen**: Ziegen aus Hobbyhaltung, zur Fleischproduktion gehaltene Ziegen oder der Landschaftspflege dienenden Ziegen hatten im Mittel eine Eiausscheidung von 862 ± 911 EPG, 820 ± 1.271 EPG bzw. 812 ± 892 EPG. Im Gegensatz dazu schieden Milchziegen im Mittel mit 540 ± 634 EPG signifikant weniger MDS-Eier aus.

Auch zwischen den **Regionen** gab es signifikante Unterschiede in der Ausscheidung von MDS-Eiern ($p < 0,001$; $n = 1777$; Kruskal-Wallis-Test): In Norddeutschland wurde die höchste Eiausscheidung mit im Mittel 1.167 ± 1.550 EPG festgestellt, wohingegen die mittlere Eiausscheidungen im Westen bei 978 ± 1.119 EPG, im Osten bei 659 ± 768 EPG und im Süden bei 511 ± 595 EPG lagen.

Artenspektrum: Nach Analyse der Kotkulturen vor Medikation gab es in allen Versuchsbetrieben Mischinfektionen mit wenigstens 4 verschiedenen MDS-Arten. Dominante Arten waren *Trichostrongylus* spp., *H. contortus* und *Ostertagia* spp. (Tab. 11).

Tab. 11: Anteil (%) der Magen-Darm-Strongyliden-Gattungen vor der Medikation
in 17 Versuchsbetrieben

Betrieb	Anteil (%)					
	<i>Oesophagostomum</i> <i>/ Chabertia</i>	<i>Buno-</i> <i>stomum</i>	<i>Tricho-</i> <i>strongylus</i>	<i>Teladorsagia</i>	<i>Haemonchus</i>	<i>Cooperia</i>
1	0	8	31	8	49	4
2	13	0	6	3	76	2
3	0	4	19	45	26	6
4	0	0	6	17	72	5
5	0	1	9	35	53	2
6	9	3	14	43	23	8
7	50	7	0	17	25	1
8	14	0	9	11	52	14
9	0	0	76	8	16	0
10	3	0	62	11	24	0
11	33	0	5	49	10	3
12	0	0	71	7	22	0
13	0	0	86	0	14	0
14	16	0	12	52	14	6
15	0	0	5	90	4	1
16	0	0	5	58	28	9
17	0	0	7	64	29	0

4.2.2.2 Ausscheidung von Fäkalstadien anderer Helminthen

Magen-Darm-Helminthen: Mit dem McMaster-Verfahren wurden auch patente Infektionen mit anderen Magen-Darm-Helminthen diagnostiziert, wobei ihre innerbetriebliche Prävalenz stark variierte (Tab. 12). Eier von *Nematodirus* spp. wurden in 70,6 % der Versuchsbetriebe und bei 8,6 % aller untersuchten Einzeltiere (maximale individuelle Eiausscheidung: 400 EPG) nachgewiesen. Patente Infektionen mit *Strongyloides papillosus* traten in 70,6 % der

Versuchsbetriebe bei 11,2 % der Einzeltiere auf (maximale individuelle Eiausscheidung: 4.300 EPG). *Trichuris*-Eier wurden in 23,5 % der Betriebe und in 0,4 % aller Kotproben (maximale individuelle Eiausscheidung: 150 EPG) gefunden. *Moniezia*-Eier waren in 58,8 % der Betriebe und in 4,1 % aller Einzelkotproben festzustellen.

Lungenwürmer: Mittels Trichterauswanderverfahren wurden Larven kleiner Lungenwürmer bei Ziegen aus 79,2 % der 48 untersuchten Betriebe (Versuchsbetriebe und einsendende Betriebe) festgestellt. *Protostrongylus rufescens* konnte in 37,5 % der Betriebe und *Muellerius capillaris* in 64,6 % der Betriebe nachgewiesen werden. Larven von *Dictyocaulus filaria* waren in 39,6 % der Betriebe zu diagnostizieren. *D. filaria* war in 18 Betrieben mit mindestens einer Protostrongylidenart (in 3 Herden mit *P. rufescens*, in 8 Herden mit *M. capillaris* und in 7 Herden mit beiden Protostrongylidenarten) vergesellschaftet; in einem Betrieb wurden ausschließlich *D. filaria*-Larven nachgewiesen.

Tab. 12: Prävalenz weiterer Magen-Darmwurm-Infektionen in 17 Versuchsbetrieben

Betrieb	Innerbetriebliche Prävalenz [%]			
	<i>Nematodirus</i> spp.	<i>Strongyloides</i> <i>papillosus</i>	<i>Trichuris</i> spp.	<i>Moniezia</i> spp.
1	0	0	0	0
2	12,9	1,2	0,6	3,1
3	7,6	3,8	1,9	14,2
4	0	0	0	1,4
5	0	0	0,9	0
6	8,9	0	0	13,3
7	21,4	0	0	4,8
8	5,2	6,7	0	8,2
9	0	27,3	0	0
10	13,7	19,7	0	1,7
11	7,2	5,4	0	6
12	0	5,1	0	0
13	4,7	23,5	0	3,5
14	20,0	29,2	0	0
15	4,3	29,9	1,8	0
16	23,2	23,2	0	19,6
17	1,8	25,5	0	0
Gesamtprävalenz (%)	8,6	11,2	0,4	4,1

Trematoden: Trematodeneier wurden in keiner der in den 17 Versuchsbetrieben genommenen Kotproben gefunden.

4.2.2.3 Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten

Eimeria-Oozysten waren in den der Mehrzahl der Kotproben aus den 17 Versuchsbetrieben nachweisbar (Betriebsprävalenz: 100 %; Einzeltierprävalenz: 98,2 %). Der Mittelwert der Oozystenausscheidung lag bei 3.249 ± 13.188 OPG (Maximum: 352.250 OPG). Dabei war die Oozystenausscheidung bei Jungtieren mit im Mittel 6.609 ± 19.077 OPG signifikant ($p < 0,001$) höher als bei Altziegen mit im Mittel 2.309 ± 10.832 OPG.

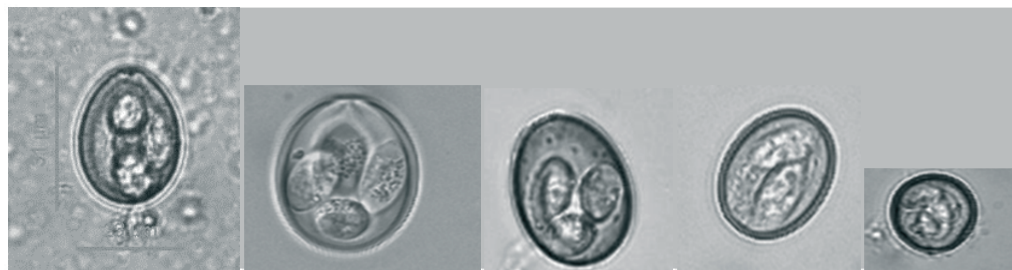
Zwischen der Höhe der Oozystenausscheidung und dem individuellen **Körpergewicht** bestand ein signifikanter, schwach negativer Zusammenhang ($r_s = -0,203$; $p < 0,001$; $N = 1775$; Spearman'sche Rangkorrelation); mit anderen Worten war im Mittel bei höherer Oozystenausscheidung das geringere Körpergewicht festzustellen.

Ferner differierte die Oozystenausscheidung signifikant ($p < 0,001$; Kruskal-Wallis-Test) bei Ziegen aus unterschiedlichen **Nutzungsformen**: Sie war bei Ziegen aus Hobbyhaltung im Mittel 1.328 ± 1.478 OPG, bei Ziegen zur Fleischproduktion im Mittel 2.481 ± 9.236 OPG, bei Ziegen zur Landschaftspflege im Mittel 2.289 ± 12.232 OPG sowie bei Milchziegen im Mittel 6.102 ± 17.849 OPG. Allerdings gab es für die Oozystenausscheidung – anders als bei der MDS-Eiausscheidung – kein auffälliges Nord-Süd-Gefälle (Werte im Norden: 2.378 ± 4.181 OPG; im Süden: 2.749 ± 14.581 OPG; im Westen: 4.499 ± 13.857 OPG; im Osten: 916 ± 1.105 OPG).

Artenspektrum: Insgesamt wurden Oozysten von 9 *Eimeria*-Arten identifiziert (Tab. 13; Abb. 11). Am häufigsten wurden Oozysten von *E. ninakohlyakimovae* (30 %) und *E. arloingi* (25 %) nachgewiesen. In allen 17 Versuchsbetrieben wurden die Arten *E. ninakohlyakimovae*, *E. arloingi*, *E. alijeve* und *E. caprovina* festgestellt. *E. christenseni* trat in 97 % und *E. hirci* in 90 % der Betriebe auf. *E. caprina* und *E. jolchijevi* wurden in jeweils 83 % der Betriebe gefunden. *E. aspheronica* trat in 60 % der Betriebe auf.

Tab. 13: Ausscheidungsprävalenz von *Eimeria*-Arten in 17 Ziegenbetrieben

<i>Eimeria</i> -Art	Prävalenz (%)
<i>E. ninakohlyakimovae</i>	29,9
<i>E. arloingi</i>	24,6
<i>E. alijevi</i>	11,7
<i>E. caprovina</i>	8,7
<i>E. jolchijevi</i>	7,1
<i>E. christenseni</i>	6,9
<i>E. caprina</i>	4,9
<i>E. hirci</i>	4,3
<i>E. aspheronica</i>	1,9



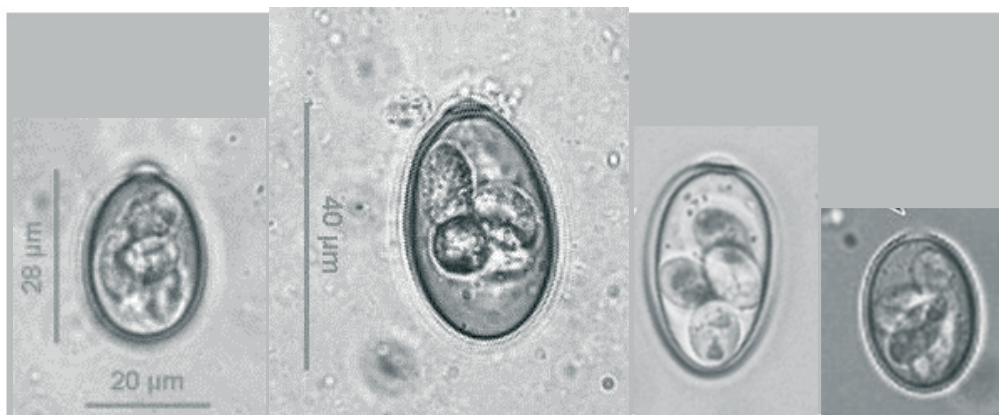
E. aspheronica

E. caprina

E. caprovina

*E. ninakohl-
yakimovae*

E. alijevi



E. arloingi

E. christenseni

E. jolchijevi

E. hirci

Abb. 11: Morphologie der Oozysten von *Eimeria*-Arten

4.2.3 Ergebnisse der Eizahlreduktionstests

Aufgrund der vorhandenen Herdengrößen konnte in 16 der 17 Betriebe eine unbehandelte Kontrollgruppe mit jeweils 12–38 Tieren (gesamt: 333 Tiere) mitgeführt werden (Tab. 14).

Albendazol wurde mit einer Dosis von 7,6 mg/kg KGW in 16 der 17 Versuchsbetriebe bei insgesamt 427 Ziegen eingesetzt, wobei die innerbetriebliche Gruppengröße 13–51 Tiere umfasste (Tab. 14). In lediglich 4 Betrieben wurde zwei Wochen nach Medikation eine akzeptable Reduktion der Ausscheidung von MDS-Eiern erreicht (Betrieb 1, 4, 11, 12). In 10 anderen Betrieben war die mittlere Eizahlreduktion $< 95\%$; ihre untere 95%-Konfidenzgrenze (90 %) wurde jeweils deutlich unterschritten, so dass nach Definition in **59 %** der überprüften Ziegenherden eine **Benzimidazolresistenz** festzustellen war. In weiteren 2 Betrieben lag die mittlere Eizahlreduktion bei etwa 95 %, jedoch war die untere 95%-Konfidenzgrenze unterschritten, so dass diese beiden Betriebe als „resistenz-verdächtig“ einzustufen waren.

Levamisol wurde mit einer Dosis von 11,96 mg/kg KGW oral in 14 Versuchsbetrieben an insgesamt 345 Ziegen appliziert (Tab. 14). Die Reduktion der Eiausscheidung war in 9 Betrieben ausreichend hoch, so dass es hier keinen Hinweis auf eine Resistenz gab. Jedoch war in 3 Betrieben die mittlere Eizahlreduktion $< 95\%$, und ihre untere 95%-Konfidenzgrenze wurde jeweils unterschritten, so dass nach Definition in **21 %** der Ziegenherden eine **Levamisolresistenz** diagnostiziert wurde. In zwei Betrieben gab es etwas indifferente Resultate (Betrieb 4, 16), so dass Beide als „resistenz-verdächtig“ eingestuft wurden.

Moxidectin wurde in einer Dosis von 0,4 mg/kg KGW in allen 17 Versuchsbetrieben an insgesamt 465 Ziegen eingesetzt; die innerbetriebliche Gruppengröße betrug 13–54 Tiere (Tab. 14). In 16 Betrieben war die mittlere Reduktion der Eiausscheidung ca. 95–100 % und ihre untere 95%-Konfidenzgrenze war $> 90\%$, so dass diese Betriebe als unverdächtig für eine Resistenz gegen Makrozyklische Laktone angesehen werden konnten. In einem Betrieb (Nr. 9) wurde die untere 95%-Konfidenzgrenze unterschritten; dieser Betrieb wurde als „resistenz-verdächtig“ eingestuft.

Eine gegen Benzimidazole und Levamisol gerichtete **multiple Resistenz** wurde für die im Betrieb 5 vorliegende Trichostrongylidenpopulation diagnostiziert (Tab. 14). Im Betrieb 9 erwies sich die existente Trichostrongylidenpopulation nicht nur als levamisol-resistent, sondern auch als verdächtig für Moxidectinresistenz (Tab. 14).

Artenspektrum: In Versuchsgruppen mit auffällig hoher Ausscheidung von MDS-Eiern zwei Wochen nach Behandlung wurde versucht, mittels Kotkulturen Strongyliden-Drittlarven anzuzüchten, um jene (Tricho)strongylidenarten oder -gattungen zu identifizieren, die die jeweilige Medikation überlebt hatten. Dies geschah in 8 von 16 Versuchsbetrieben nach Albendazol-Medikation, in 4 von 14 Versuchsbetrieben nach Levamisol-Medikation sowie in einem von 17 Betrieben nach Moxidectin-Medikation. Nach Medikation mit Albendazol oder Levamisol war das Artenspektrum insgesamt stark verringert. Nach Albendazol-Behandlung waren in 2 Betrieben *H. contortus* und in 5 anderen Betrieben *Teladorsagia* spp. die dominierenden Arten (Tab. 15). – Nach Levamisol-Behandlung war *H. contortus* in 2 Betrieben sowie *Teladorsagia* spp. und *Trichostrongylus* spp. in jeweils einem Betrieb die vorherrschenden Arten (Ab. 16). – Nach Moxidectin-Behandlung wurden im „resistenz-verdächtigen“ Betrieb 9 nur noch Larven von *H. contortus* angezüchtet.

ERGEBNISSE

Tab. 14: Reduktion der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern 2 Wochen nach oraler Verabreichung von Albendazol (7,6 mg/kg KGW; Valbazen® 1,9%), Levamisol (11,96 mg/kg KGW; Ripercol® Drench) oder Moxidectin (0,4 mg/kg KGW; Cydectin 0,1%) an Ziegen aus 17 deutschen Betrieben

Betrieb	Gruppe	N ¹ Ziegen	Mittlere EPG ^{1,2} ...Behandlung		Mittlere Eizahlreduktion (%) (untere 95%-Konfidenzgrenze) berechnet nach		
			vor...	nach...	Coles et al. (1992)	Gerwert et al. (2002) ohne Kontrolle	Gerwert et al. (2002) mit Kontrolle
1	Kontrolle	14	657	634			
	Albendazol	22	460	14	97,9 (93,3)	97,0 (88,0)	95,7 (94,3)
	Moxidectin	23	438	0	100	100	100
2	Kontrolle	25	1052	1089			
	Albendazol	51	1378	1214	0 (-101)	11,9 (-88)	0 (-79)
	Levamisol	27	926	7	98,3 (98,1)	99,2 (95,3)	99,0 (98,7)
	Moxidectin	54	1568	3	99,7 (97,5)	99,8 (99,4)	99,9 (99,9)
3	Kontrolle	20	358	360			
	Albendazol	18	275	14	96,1 (89,0)	94,9 (80,4)	95,9 (94,6)
	Levamisol	19	290	28	92,2 (80,5)	90,3 (39,1)	87,7 (76,4)
	Moxidectin	31	324	0	100	100	100
4	Kontrolle	12	804	843			
	Albendazol	26	842	19	97,7 (94,2)	97,7 (91,0)	97,7 (97,3)
	Levamisol	18	997	45	94,7 (86,9)	95,4 (88,8)	96,9 (96,3)
	Moxidectin	13	577	0	100	100	100
5	Kontrolle	19	805	759			
	Albendazol	25	1200	346	54,4 (-31)	71,2 (16,7)	80,0 (65,5)
	Levamisol	26	1301	101	86,6 (68,6)	92,2 (82,0)	93,8 (92,7)
	Moxidectin	28	1755	0	100	100	100
6	Kontrolle	13	876	731			
	Albendazol	15	1282	526	28,0 (-111)	58,9 (28,3)	64,3 (43,4)
	Moxidectin	15	597	0	100	100	100

ERGEBNISSE

Betrieb	Gruppe	N ¹ Ziegen	Mittlere EPG ^{1,2} ...Behandlung		Mittlere Eizahlreduktion (%) (untere 95%-Konfidenzgrenze)		
			vor...	nach...	Coles et al. (1992)	Gerwert et al. (2002) ohne Kontrolle	Gerwert et al. (2002) mit Kontrolle
7	Kontrolle	38	993	884			
	Albendazol	45	1125	56	93,7 (86,7)	95,1 (89,1)	94,8 (93,1)
	Levamisol	37	1137	5	99,4 (98,0)	99,5 (98,0)	99,8 (99,7)
	Moxidectin	40	1043	0	100	100	100
8	Kontrolle	29	1462	1342			
	Albendazol	30	1688	511	61,9 (24,2)	69,7 (40,7)	73,4 (52,7)
	Levamisol	28	1436	18	98,7 (97,5)	98,8 (88,1)	96,9 (94,7)
	Moxidectin	25	791	47	96,5 (90,2)	96,8 (94,5)	94,1 (88,7)
9	Kontrolle	16	977	959			
	Levamisol	19	866	82	91,4 (67,9)	90,6 (65,2)	90,0 (83,5)
	Moxidectin	17	1034	11	98,8 (89,9)	98,9 (60,8)	95,7 (92,6)
10	Kontrolle	21	862	599			
	Albendazol	30	1048	492	0 (-127)	53,0 (-354)	0 (-427)
	Levamisol	27	939	2	99,6 (97,2)	99,8 (95,8)	99,4 (99,1)
	Moxidectin	29	984	16	97,4 (90,5)	99,8 (95,8)	95,4 (93,2)
11	Kontrolle	24	392	352			
	Albendazol	34	388	6	98,3 (94,2)	98,4 (89,6)	94,3 (92,2)
	Levamisol	29	564	9	97,6 (93,0)	98,4 (96,4)	98,4 (98,3)
	Moxidectin	42	516	2	99,3 /97,2)	99,5 (94,6)	99,8 (98,5)
12	Kontrolle	19	295	232			
	Albendazol	20	229	3	98,9 (91,6)	98,9 (94,2)	99,2 (98,8)
	Levamisol	22	279	0	100	100	100
	Moxidectin	20	222	0	100	100	100

ERGEBNISSE

Betrieb	Gruppe	N ¹ Ziegen	Mittlere EPG ^{1,2} ...Behandlung		Mittlere Eizahlreduktion (%) (untere 95%-Konfidenzgrenze)		
			vor...	nach...	Coles et al. (1992)	Gerwert et al. (2002) ohne Kontrolle	Gerwert et al. (2002) mit Kontrolle
13	Kontrolle	17	763	1165			
	Albendazol	19	399	48	94,8 (85,8)	88,0 (22,1)	70,5 (46,9)
	Levamisol	18	309	11	99,0 (96,6)	96,3 (88,4)	98,6 (96,2)
	Moxidectin	23	356	2	99,8 (98,5)	99,4 (88,5)	99,4 (98,5)
14	Kontrolle	26	613	339			
	Albendazol	25	587	26	92,3 (84,1)	95,7 (85,9)	90,0 (86,2)
	Levamisol	32	805	9	97,2 (88,3)	98,8 (90,4)	96,2 (94,7)
	Moxidectin	25	546	2	99,3 (94,9)	99,6 (97,6)	99,5 (99,4)
15	Kontrolle	28	862	857			
	Albendazol	35	713	498	41,9 (-28)	30,1 (-56)	27,0 (-41)
	Levamisol	28	909	20	97,7 (94,6)	97,8 (79,3)	95,7 (94,3)
	Moxidectin	44	739	0	100	100	100
16	Kontrolle	12	488	390			
	Albendazol	13	527	73	81,3 (57,5)	86,1 (54,6)	86,8 (81,4)
	Levamisol	15	533	10	97,4 (87,4)	98,1 (89,5)	98,6 (98,2)
	Moxidectin	15	742	0	100	100	100
17	Albendazol	23	372	37	Nb ³	90,1 (82,9)	Nb ³
	Moxidectin	21	376	0	Nb ³	100	Nb ³

¹in die Berechnung wurden nur Tiere mit ≥ 100 EPG vor Medikation einbezogen.

²arithmetischer Mittelwert.

³nicht berechnet, da keine Kontrollgruppe verfügbar.

Tab. 15: Anteil (%) der Magen-Darm-Strongyliden-Gattungen in 8 Versuchsbetrieben
2 Wochen nach Medikation mit Albendazol

Betrieb	Anteil (%)					
	<i>Oesophagostomum / Chabertia</i>	<i>Buno- stomum</i>	<i>Tricho- strongylus</i>	<i>Teladorsagia</i>	<i>Haemonchus</i>	<i>Cooperia</i>
5	0	0	3	11	86	0
6	12	1	12	41	34	0
8	3	0	3	0	88	6
10	6	0	3	83	5	3
14	0	0	5	84	11	0
15	0	0	5	88	7	0
16	0	0	2	87	11	0
17	0	0	2	83	15	0

Tab. 16: Anteil (%) der Magen-Darm-Strongyliden-Gattungen in 4 Versuchsbetrieben
2 Wochen nach Medikation mit Levamisol

Betrieb	Anteil (%)					
	<i>Oesophagostomum / Chabertia</i>	<i>Buno- stomum</i>	<i>Tricho- strongylus</i>	<i>Teladorsagia</i>	<i>Haemonchus</i>	<i>Cooperia</i>
3	0	0	5	74	21	0
4	0	0	0	18	82	0
5	0	0	5	24	71	0
9	4	0	84	12	0	0

4.3 Untersuchungsergebnisse für eingesandte Kotproben

4.3.1 Struktur der Betriebe mit eingesandten Kotproben

Insgesamt wurden Kotproben von 301 Ziegen aus 31, über Deutschland verteilten Betrieben zur Untersuchung eingesandt. Nach Angaben der jeweiligen TierhalterInnen wurden anschließend 33 % der Tiere mit einem Benzimidazol, 12 % mit Levamisol, 48 % mit einem Makrozyklischen Lakton (48 %) sowie 8 % mit Monepantel behandelt. Von allen übrigen Tieren fehlten Angaben zum eingesetzten Präparat, oder es handelte sich um ein Präparat „alternativer Heilverfahren“. Ziegen wurden als „richtig dosiert“ eingestuft, wenn die Mindestdosis des verabreichten Anthelminthikums das 2-fache (Benzimidazol) bzw. 1,5-fache (Levamisol, Makrozyklisches Lakton) der „Schaf-Dosis“ betragen hatte. Dieses Kriterium traf bei knapp zwei Drittel der involvierten Ziegen zu (Tab. 17).

Tab. 17: Struktur von 31 Ziegenbetrieben mit Einsendungen von Kotproben

Parameter		N	%
Region	Norden	83	27,6
	Süden	94	31,2
	Westen	87	28,9
	Osten	37	12,3
Geschlecht	Weiblich	1.683	93,3
	Männlich	120	6,7
	Keine Angabe	97	32,2
Dosierung	„Unterdosiert“	88	37,8
	„korrekte Dosis“	145	62,2
Medikament	Benzimidazol	80	32,8
	Levamisol	29	11,9
	Makrozyklisches Lakton	116	47,5
	Monepantel	19	7,8

4.3.2 Parasitologische Ergebnisse vor Medikation

Eiausscheidung von MDS-Eiern: In 225 der 301 eingesandten Kotproben wurden vor der Behandlung MDS-Eier nachgewiesen; somit lag die globale Befallsextensität bei 75 %. Die mittlere prämedikamentelle Ausscheidung von MDS-Eiern betrug bei den eingesandten Proben 619 ± 1.317 EPG. Dabei gab es – wie in den 17 Versuchsbetrieben (siehe Kap. 4.2.2.1) – regionale Unterschiede: Die mittlere Eiausscheidung betrug für die Betriebe aus Osten und Süden 321 ± 573 EPG (individueller Maximalwert: 2.375 EPG) bzw. 386 ± 482 EPG (individueller Maximalwert: 2.850 EPG), in Betrieben aus dem deutschen Norden 511 ± 702 EPG (individueller Maximalwert: 3.550 EPG). Dagegen betrug der Mittelwert der EPG in den westlichen Ziegenbetrieben 1.105 ± 2.211 EPG (individueller Maximalwert: 15.000 EPG).

Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten: 284 der 301 eingesandten Kotproben enthielten *Eimeria* spp.-Oozysten, was einer globalen Prävalenz von 94,3 % entspricht. Dabei wurde eine mittlere Oozystenausscheidung von 1.983 ± 7.188 OPG berechnet (individueller Maximalwert: 89.100 Oozysten). Zwischen den Betrieben aus verschiedenen Regionen gab es zwar Unterschiede in der Stärke der Oozystenausscheidung, dies war jedoch nicht signifikant (Norden: 1.035 ± 1.732 OPG; Osten: 1.276 ± 1.559 OPG; Westen: 2.682 ± 8.294 OPG; Süden: 2.465 ± 9.923 OPG).

Ausscheidung von Trematodeneiern: *Fasciola*-Eier wurden in Kotproben nachgewiesen, die aus einem Betrieb im Landkreis Ravensburg (Baden-Württemberg) eingesandt worden waren. Der Nachweis von *Dicrocoelium*-Eiern gelang in eingesandten Kotproben aus einem Betrieb im Landkreis Breisgau-Hochschwarzwald. Einzelne *Paramphistomum*-Eier wurden in Kotproben festgestellt, die aus einem Betrieb im Kreis Steinburg (Schleswig-Holstein) eingesandt worden waren.

4.3.3 Ergebnisse der Eizahlreduktionstests

Als Einschlusskriterien zur Durchführung und Berechnung eines Eizahlreduktionstests wurde eine Mindestzahl von $N = 5$ Ziegen pro Therapiegruppe angesehen, wobei die MDS-Eiausscheidung dieser Tiere ≥ 100 EPG sein sollte. Außerdem wurde von unbehandelten

Kontrollgruppen abgesehen, da die Herdgröße nur oft gering war und vor allem der Tierhalterwunsch, möglichst alle Ziegen zu medikieren, zu berücksichtigen war. Insgesamt erfüllten 10 der 31 Betriebe, die Kotproben eingesandt hatten, diese Kriterien (Tab. 18). In 3 von 4 Betrieben erzielte das jeweils eingesetzte **Makrozyklische Lakton** die erhoffte hohe Wirkung; jedoch wurde in einem Betrieb (Nr. E4) die untere 95%-Konfidenzgrenze (90 %) deutlich unterschritten, so dass dieser Betrieb als „resistenz-verdächtig“ für diese Substanzgruppe einzustufen war. Die verabreichten Benzimidazole reduzierten gemäß der Definition die Eiausscheidung in zwei von drei Betrieben nur ungenügend, so dass hier die Diagnose **Benzimidazolresistenz** gestellt wurde. Levamisol war in einem von zwei Betrieben unzureichend wirksam, so dass eine **Levamisolresistenz** in der Trichostrongylidenpopulation anzunehmen war. Das in einem Betrieb applizierte Monepantel war dort hochwirksam.

Tab. 18: Reduktion der Ausscheidung von Magen-Darm-Strongylideneiern etwa 2 Wochen nach Verabreichung eines Anthelminthikums an Ziegen aus 10 deutschen Betrieben gemäß den Angaben der Tierhalter

Betrieb	Verabreichtes Anthelminthikum	N ¹ Ziegen	Mittlere EPG ^{1,2} ...Behandlung		Mittlere Eizahlreduktion (%) (untere 95%-Konfidenzgrenze) berechnet nach Gerwert et al. (2002) ohne Kontrolle
			vor...	nach...	
E3	Makrozyklisches Lakton	8	679	0	100
E4	Makrozyklisches Lakton	9	861	43	95,0 (50,5)
E8	Monepantel	17	1017	9	99,1 (95,9)
E14	Benzimidazol	10	524	129	75,4 (0)
E15	Makrozyklisches Lakton	9	840	6	99,3 (81,4)
E18	Benzimidazol	8	806	0	100
E20	Makrozyklisches Lakton	5	2500	0	100
E25	Benzimidazol	15	307	143	53,3 (0)
E28	Levamisol	28	997	118	88,2 (55,2)
E30	Levamisol	5	430	0	100

¹in die Berechnung wurden nur Tiere mit ≥ 100 EPG vor Medikation einbezogen.

²arithmetischer Mittelwert.

5 Diskussion

Es gibt nur wenige aktuelle Erkenntnisse über das Vorkommen von Endoparasiten einschließlich anthelminthika-resistenter Trichostrongyliden bei Ziegen in Deutschland, und vorhandene Informationen beruhen auf regionalem oder geringem Datenmaterial (REHBEIN et al., 1998a; GEBWEIN, 1999; BAUER, 2001; DAŞ et al., 2008; SCHEUERLE et al., 2009). Hauptziele der vorliegenden Arbeit waren daher,

- (i) mittels eines Fragebogens deutschlandweit aus einer großen Zahl von Betrieben mit Ziegenhaltung, Informationen über das derzeitige Betriebs- und Haltungsmanagement zu sammeln,
- (ii) sowie im experimentellen Teil mittels koproskopischer Untersuchungsmethoden die in deutschen Ziegenherden vorkommende Endoparasitenfauna zu bestimmen und Daten über Verbreitung und Ausmaß der Anthelminthika-Resistenz in Trichostrongylidenpopulationen zu erhalten.

5.1 Betriebsstruktur, -management und Entwurmungspraxis in deutschen Ziegenbetrieben

5.1.1 Betriebsgröße

Über die Zahl der in Deutschland gehaltenen Ziegen gibt es keine genauen Angaben, weil diese Tierart seit 1976 nicht mehr in der Viehzählung aufgeführt wird (GAULY, 2007). Im Jahr 2010 wurden hierzulande nach Schätzungen des Statistischen Bundesamts Wiesbaden etwa 150.000 Ziegen in ca. 11.200 Betrieben gehalten (ANONYM, 2013), was einer durchschnittlichen Zahl von ca. 13 Ziegen je Betrieb entspricht. In der vorliegenden Studie wurden 132 Betriebe mit Ziegenhaltung befragt, wobei deren mittlere Herdengröße etwa 53 Tiere betrug (Tab.7). Diese im Vergleich zum o.g. Schätzwert deutlich größere Tierzahl je Herde ist damit zu erklären, dass sich die eigene Umfrage und Studie vor allem an Halter größerer Ziegenherden richtete. In der sogenannten ökologischen Milchziegenhaltung in Deutschland werden – nach Angaben für 2000/2001 – im Mittel sogar 77,6 Muttertiere je Betrieb gehalten (HESSE, 2002). Im Vergleich dazu waren in Frankreich Milchziegenherden mit durchschnittlich 86 Altziegen größer (HOSTE et al., 2000) als in Deutschland, während in Dänemark nach älteren Angaben die mittlere Bestandsgröße lediglich 15 Altziegen betrug (MAINGI et al., 1996).

5.1.2 Rassen, Schwerpunkt der Ziegenhaltung und Betriebsstruktur

Im eigenen Untersuchungsgut lagen die Schwerpunkte der Ziegenhaltung in der Landschaftspflege sowie Milch- und Fleischproduktion (Abb. 1). Dies war nicht unerwartet, weil vor allem die Fleischerzeugung durch Einsatz der Ziegen in der Landschafts- und Biotoppflege wirtschaftlich effizient betrieben werden kann, wobei damit eine ähnliche Wertschöpfung wie in der ökologischen Milchziegenhaltung zu erzielen ist (RAHMANN, 2000). Weiterhin spiegelt sich das wachsende Interesse der Bevölkerung an Ziegengerzeugnissen (ADELHARDT, 1999) in der steigenden Bedeutung der ökologischen Milchziegenhaltung wider (HESSE, 2002); dies wird mit den Daten der vorliegenden Studie untermauert (Abb. 1). Gleichzeitig bedeutet dies aber auch für die deutsche Ziegenhaltung, dass Parasitosen als negative Einflussfaktoren prinzipiell eine besondere Bedeutung in der Milch- und Fleischproduktion zukommt.

Entsprechend der beiden Schwerpunkte Milch- und Fleischproduktion wurden von den hier befragten Ziegenhaltern vorrangig Bunte Deutsche Edelziegen, Weiße Deutsche Edelziegen und Thüringer Waldziegen als Milchrassen sowie Burenziegen als Fleischrasse gehalten (Kap. 4.1.2). Nach RAHMANN (2003) umfassen die drei erst genannten Rassen sogar mehr als 90 % der in Deutschland gehaltenen Ziegen.

Knapp zwei Drittel der in der vorliegenden Studie befragten Ziegenhalter mit > 45 Altziegen führten ihre Betriebe als Vollerwerbsbetrieb, was sich mit den Angaben von HESSE (2002) deckt. Etwa ein Drittel der befragten Ziegenhalter hielten ihre Tiere nach den Kriterien des ökologischen Landbaus. Dies dürfte auf eine zunehmende Bedeutung der ökologischen Tierhaltung hinweisen, denn in zwei früheren Studien betrug der Anteil ökologisch wirtschaftender Ziegenbetriebe an der Gesamtheit aller Betriebe noch 10 % (RAHMANN, 2003) bzw. 6,5 % (HESSE, 2002).

5.1.3 Haltung- und Weidemanagement

In zwei Drittel der befragten Betriebe mit Ziegenhaltung wurde eine saisonale Weidehaltung praktiziert (Kap. 4.1.3), wie sie allgemein auch in anderen europäischen Ländern üblich ist (MAINGI et al., 1996; HESSE, 2002; DOMKE et al., 2011). Dabei wurden die (Ziegen)weiden ähnlich wie in Dänemark (MAINGI et al., 1996) und Norwegen (DOMKE et al., 2011) häufig von anderen Haustieren, vorrangig Schafen oder Rindern, genutzt. Damit

besteht natürlicherweise das Risiko einer wechselseitigen Übertragung verschiedener Helminthenarten, denn (Tricho)strongyliden, *Moniezia* und Leberegel sind in gleicher Weise für Ziege, Schaf und Rind infektiös (ECKERT et al., 2005). Außerdem birgt eine gleichzeitige Beweidung und Wechselbeweidung beispielsweise von Ziegen und Schafen das große Risiko, anthelminthika-resistente Strongyliden in beide Wirtstierarten einzubringen (BRUNSDON, 1986; VLASSOFF und KETTLE, 1983; HERTZBERG und BAUER, 2000).

5.1.4 Parasitenproblematik und Entwurmungspraxis

Die Mehrzahl der befragten Ziegenhalter gab an, dass Endoparasitenbefall, insbesondere Magen-Darm-Strongylidenbefall, zumindest bisweilen ein Problem war (Abb. 5). Weiterhin wurde Leberegelbefall in jeder vierten Ziegenherde als ein Problem genannt (Abb. 5). Allerdings konnte ein Leberegelbefall in keinem der 17 „Versuchsbetriebe“ koproskopisch festgestellt werden (Kap. 4.2.2.2). Und auch in weiteren koproskopischen Untersuchungen wurden *Fasciola*- und *Dicrocoelium*-Infektionen lediglich in jeweils einem „weiteren Betrieb“ (Landkreis Ravensburg bzw. Landkreis Breisgau-Hochschwarzwald) nachgewiesen (Kap. 4.3.2). *Dicrocoelium*-Befall bei Ziegen wurde aus Württemberg beschrieben (REHBEIN et al., 1998a). Insgesamt scheinen die befragten deutschen Ziegenhalter also das Vorkommen und die Bedeutung eines Leberegelbefalls zu überschätzen.

Bekanntermaßen ist das Entwurmungsmanagement entscheidend für das Auftreten von anthelminthika-resistenten Trichostrongylidenpopulationen in Schaf- und Ziegenherden (HERTZBERG und BAUER, 2000). Dabei spielen folgende Faktoren eine besondere Rolle: Behandlungshäufigkeit, Anteil der behandelten Tiere in einer Herde und Behandlungszeitpunkt, Wechsel der eingesetzten Wirkstoffe/Präparate, verabreichte Wurmmittdosis, Überprüfung des Behandlungserfolgs. Diese Punkte werden folgend unter Berücksichtigung der eigenen Umfrageergebnisse besprochen und kommentiert.

Entwurmungshäufigkeit: Fast Alle der 132 Ziegenhalter gaben an, Anthelminthika einzusetzen, wobei dies im Mittel 2,5x je Jahr erfolgte (Kap. 4.1.4). Die Entwurmungshäufigkeit hierzulande ist also ähnlich wie in dänischen Ziegenherden (MAINGI et al., 1996) oder in französischen Milchziegenbetrieben (HOSTE et al., 2000). Dagegen werden in Norwegen Ziegen deutlich seltener als in Deutschland medikiert (DOMKE et al., 2011). Andererseits ist bekannt, dass Ziegen in Neuseeland wesentlich öfter als in Europa mit Anthelminthika behandelt werden (KETTLE et al., 1983; PEARSON und

MCKENZIE, 1986; SCHERRER et al., 1990). Letzteres ist sowohl als Ausdruck eines vergleichsweise hohen Infektionsdrucks, wie auch als Zeichen mangelnder Effektivität der eingesetzten Anthelminthika aufgrund häufig vorhandener Anthelminthika-Resistenz zu interpretieren (siehe Kap. 2.3.4.2). So ermittelten KETTLE et al. (1983) in Neuseeland eine signifikante positive Korrelation zwischen der Behandlungshäufigkeit und dem Auftreten von Benzimidazol- und/oder Levamisol-Resistenz. JACKSON und COOP (2000) stellten fest, dass ein häufiger Anthelminthika-Einsatz (alle 2–3 Wochen mit kurzwirksamen Präparaten wie Benzimidazolen oder alle 5–7 Wochen mit langwirksamen Präparaten wie makrozyklischen Laktonen) zu einer massiven und schnellen Selektion von resistenten Trichostrongylidenpopulationen innerhalb einer Herde führt.

Anteil behandelter Tiere: In wenigstens zwei Drittel aller deutschen Ziegenbetriebe werden – den Antworten der Halter zufolge – alle Tiere gemeinsam entwurmt (Kap. 4.1.4). Diese über Jahrzehnte in vielen Ländern propagierte Maßnahme erwies sich aus folgendem Grund als suboptimal und ist daher nicht mehr zeitgemäß: Prinzipiell wird mit einer „Gesamtherdenbehandlung“ nämlich das Refugium (der Anteil der Wurmstadien, die keinem Anthelminthikum ausgesetzt sind) deutlich verkleinert, woraus dann ein deutlich erhöhter Selektionsdruck in Richtung Anthelminthika-Resistenz resultiert (siehe Kap. 2.3.4.1). In einem Feldexperiment wiesen BAUER et al. (1999) nach, dass bereits die einmalige anthelminthische Medikation aller Schafe einer Herde bei Austrieb phänotypisch und genotypisch zu einem völligen Wirkungsverlust des eingesetzten Anthelminthikums in der nächsten Wurmgeneration führen kann, wofür das fehlende oder zu kleine Refugium verantwortlich zu machen war. Daher sollte bei Ziegen und Schafen eine Behandlung der gesamten Herde grundsätzlich nicht mehr durchgeführt werden.

Als eine alternative Entwurmungsmaßnahme bietet sich die sogenannte „Strategie der selektiven Behandlung“ („targeted selective treatment“) an, bei der zu einem Behandlungszeitpunkt nur ein Teil der Herde (beispielsweise nur Jungtiere) medikiert werden, während die anderen Tiere unbehandelt bleiben. Da Wurmstadien in unbehandelten Tieren keinem Selektionsdruck ausgesetzt sind, bleibt mit dieser Behandlungsstrategie das Refugium relativ groß, und somit ist der Selektionsdruck in Richtung Anthelminthika-Resistenz nachgewiesenermaßen deutlich verringert (MARTIN et al., 1981; VAN WYK, 2001; KENYON et al., 2009; KOOPMANN, 2009). BARNES et al. (1995) hatten anhand einer Modellrechnung gezeigt, dass durch Entwurmung von lediglich 80 % einer Herde die

Resistenzentwicklung bei Trichostrongyliden um etwa zehn Jahre verzögert werden kann. Es ist allerdings noch nicht völlig geklärt, wie hoch unter Feldbedingungen der Anteil unbehandelter Tiere in einer Herde sein sollte, um für lange Zeit den Resistenzselektionsdruck niedrig zu halten (KENYON et al., 2009; KOOPMANN, 2009; www.parasol-project.org, 2009). KOOPMANN (2009) schätzte, dass 80 % der Tiere in Ziegen- und Schafherden zum jeweiligen Zeitpunkt selektiv entwurmt werden sollten und 20 % unbehandelt bleiben könnten. Für deutsche Ziegenherden bleibt noch zu eruieren, wie diese Auswahl praktisch erfolgen könnte.

In diesem Zusammenhang ist auch zu erwähnen, dass die deutschen Ziegenhalter ihre Herden vorwiegend nach saisonalen Kriterien, beispielsweise im Frühjahr oder vor dem Ablammtermin entwurmen (Abb. 7). Aber nur etwa jeder fünfte Ziegenhalter gab an, seine Tiere „nach Notwendigkeit“ zu entwurmen, wobei das klinische Erscheinungsbild von (Einzel)tieren und teilweise auch Kotuntersuchungsergebnisse berücksichtigt wurden (Kap. 4.1.4). Prinzipiell kann das Auftreten klinischer Symptome (beispielsweise schlechter Allgemeinzustand oder Durchfall) als ein Entscheidungskriterium genutzt werden, Ziegen und Schafe, vor allem (noch nicht immune) Jungtiere, für eine individuelle Behandlung im Sinne der oben erwähnten selektiven Entwurmungsstrategie auszuwählen. Allerdings ist– neben anderen Nachteilen – zu berücksichtigen, dass in solchen Fällen bereits Leistungseinbußen eingetreten sind (BROUGHAN und WALL, 2007; TORRES-ACOSTA und HOSTE, 2008). Daher empfehlen REHBEIN et al. (1998a), (Ziegen)herden durch parasitologische Kotuntersuchungen zu überwachen. Damit könnten beispielsweise jene (Jung)tiere mit einer hohen Ausscheidung von Strongylideneiern für Behandlungen ausgewählt werden.

Eingesetzte Wirkstoffe: In Deutschland gibt es derzeit kein für Ziegen zugelassenes Anthelminthikum, und es besteht arzneimittelrechtlich (§56a Arzneimittelgesetz) ein sogenannter „Therapienotstand“. Dementsprechend müssen Arzneimittel, die für eine andere Tierart (z.B. Schaf oder Rind) zugelassen sind, für Ziegen „umgewidmet“ werden. Deshalb ist es nicht verwunderlich, dass für deutsche Ziegenhalter der Hoftierarzt/ärztin die wichtigste Informationsquelle bei Wahl von Wurmmittel und Dosis ist (Kap. 4.1.4). Fachjournals oder Arbeitstagungen werden hierzulande viel seltener von Ziegenhaltern als Informationsquellen benutzt als beispielsweise in Dänemark (MAINGI et al., 1996).

Die eigene Umfrage bei deutschen Ziegenhaltern erbrachte, dass in der jüngeren Vergangenheit in geringerem Umfang Benzimidazole, vor allem aber makrozyklische Laktone eingesetzt worden waren (Abb. 8). Nach früheren Untersuchungen in Neuseeland, Dänemark oder Frankreich waren Substanzen aus der Benzimidazol-Gruppe die häufigsten an Ziegen verabreichten Anthelminthika (PEARSON und McKENZIE, 1986; MAINGI et al., 1996; HOSTE et al., 2000). Auch in Norwegen wurden bis 2007 vorwiegend Benzimidazole bei Ziegen als Wurmmittel eingesetzt, seitdem werden aber meist makrozyklische Laktone verwendet (DOMKE et al., 2011). Die in vielen Ländern veränderte Wahl von Wurmmitteln dürfte zumindest teilweise auf die weite Verbreitung vor allem benzimidazol-resistenter Trichostrongylidenpopulationen in Ziegenherden zurückzuführen sein, so dass Benzimidazole durch andere, noch wirksame Anthelminthika ersetzt werden mussten. Es bleibt aber festzuhalten, dass es in Ziegen- und Schafherden in Europa einschließlich Deutschland mittlerweile nicht selten auch Trichostrongylidenpopulationen mit Resistenz gegen Levamisol und/oder makrozyklische Laktone gibt (siehe Kap. 2.3.4.2, Tab. 6).

Ein Drittel der deutschen Ziegenhalter gab an, Wurmmittel einmal im Jahr zu wechseln (Kap.4.1.4). Dabei wurde allerdings häufig nicht die Wirkstoffgruppe gewechselt, sondern lediglich ein anderes Arzneimittelpräparat aus derselben Wirkstoffgruppe (siehe Tab. 4) eingesetzt. Dies verdeutlicht, dass der Mehrzahl der deutschen Ziegenhalter und offenbar auch vielen Hoftierärzten/innen nicht bewusst ist, dass man zwischen Wirkstoffgruppen (Benzimidazole – Levamisol – Makrozyklische Laktone – Monepantel) wechseln sollte. Die Ziegenhalter sollten auch diesbezüglich besser durch Tiergesundheitsdienste und Hoftierärzte/innen und/oder Fachzeitschriften informiert werden.

Wirkstoffdosis: In der Mehrzahl der deutschen Betriebe wurden Ziegen mit der für Schafe zugelassenen Dosis des entsprechenden Wurmmittels („Schafdosierung“) medikiert (Kap. 4.1.4, Tab. 8). Es ist jedoch seit langem belegt, dass diverse Anthelminthika von Ziegen wesentlich schneller als von Schafen metabolisiert werden, woraus eine verringerte Bioverfügbarkeit und potentiell auch eine reduzierte anthelminthische Wirkung resultieren. Daher ist die „Schafdosierung“ bei Ziegen als suboptimal anzusehen. Vielmehr sollte bei Ziegen je nach Wirkstoff das 1,5- bis 2-Fache der „Schafdosierung“ verabreicht werden (Kap. 4.1.4); dies ist im Übrigen in Deutschland auch rechtlich möglich (§56a Arzneimittelgesetz).

Außerdem wurde nach Angaben der Ziegenhalter in zwei Dritteln aller deutschen Herden die Dosis lediglich aufgrund des geschätzten Körpergewichts berechnet und verabreicht (Abb. 10). Dies ist zwar auch in vielen anderen Ländern die übliche Praxis der Dosisfindung (KETTLE et al., 1983; MAINGI et al., 1996; HOSTE et al., 2000; DOMKE et al., 2011), ist aber eine große Fehlerquelle, denn das Körpergewicht wird häufig unterschätzt und führt dann zu Unterdosierungen mit der Folge mangelhafter Wirkung (COLES und ROUSH, 1992).

Überprüfung des Behandlungserfolgs: Lediglich zwei der 132 deutschen Ziegenhalter gaben an, den Erfolg von anthelminthischen Behandlungen mittels Kotuntersuchungen überprüfen zu lassen. Dies ist zwar ein nicht unerwartetes, jedoch sehr betrübliches Ergebnis. Tatsächlich könnten nämlich durch Kotuntersuchungen, die beispielsweise bei mehreren (Jung)tieren einmal jährlich 1–2 Wochen nach einer Behandlung durchgeführt werden, relativ früh die verringerte Wirkung eines Anthelminthikums, also eine wahrscheinliche Resistenz diagnostiziert werden und in einem solchen Fall zu einer anderen Wirkstoffgruppe gewechselt werden (HERTZBERG und BAUER, 2000). Die vorliegenden Daten zeigen klar, dass diese präventive Maßnahme bislang nicht Eingang ins allgemeine Wissensgut deutscher Tierhalter und auch Tierärzte/innen gefunden hat.

5.2 Eigene parasitologische Untersuchungsergebnisse

Im experimentellen Teil der Studie sollten aktuelle Daten zu Vorkommen, Häufigkeit und Verbreitung von Helminthosen und Eimeriosen sowie zur Häufigkeit anthelminthika-resistenter Trichostrongyridenpopulationen in deutschen Ziegenherden gesammelt werden. Dies erfolgte in zwei Abschnitten, d. h. in zwei Subpopulationen:

- (a) In 17 „Versuchsbetrieben“ wurden Kotproben von insgesamt 1.803 Ziegen unterschiedlichen Alters und Geschlechts (je nach Betriebsgröße 46–168 Ziegen) untersucht (Kap. 4.2). Es soll noch einmal betont werden, dass folgende Auswahlkriterien für die Betriebe bestanden: Weidegang der Ziegen und keine anthelminthische Behandlung innerhalb von drei Monaten vor Untersuchung.
- (b) Zusätzlich wurden aus 31 „weiteren Betrieben“ eingesandte Kotproben von 301 Ziegen untersucht (Kap. 4.3).

Das Vorhandensein anthelminthika-resistenter Trichostrongyridenpopulationen wurde mit dem sogenannten Eizahlreduktionstest in allen 17 „Versuchsbetrieben“ sowie in 10 „weiteren Betrieben“ bestimmt.

5.2.1 Vorkommen und Verbreitung von Endoparasiten

5.2.1.1 Helminthen

Extensität und Fauna: Ziegen mit MDS-Eiausscheidung wurden in allen „Versuchsbetrieben“ sowie in allen „weiteren Betrieben“ gefunden, wobei die insgesamt 92,1 % bzw. 75 % der Ziegen aus beiden Subpopulationen Eier ausschieden. Diese hohe Extensität entspricht früheren Befunden aus Ziegenherden beispielsweise in Süddeutschland (SCHEUERLE et al., 2009), Polen (GORSKI et al., 2004) oder Südfrankreich (CHARTIER et al., 2001). Dabei traten stets Mischinfektionen mit mehreren Strongylidenspezies auf, wobei *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp. und *Teladorsagia/Ostertagia* spp. dominierten; nach den Kotkulturanalysen wurden weiterhin in absteigender Häufigkeit Infektionen mit *Oesophagostomum/Chabertia* spp., *Cooperia* spp. sowie *Bunostomum* sp. gefunden (Tab. 15 und 16). Außerdem wurden *Nematodirus*-Eier in 8,6 %, *Strongyloides*-Eier in 11,2 %, *Trichuris*-Eier in 0,4 %¹ sowie *Moniezia*-Eier in 4,1 % aller Kotproben aus den „Versuchsbetrieben“ mittels Kochsalzflotationsverfahren nachgewiesen (Tab. 12). Lungenwurmlarven wurden mittels Trichterauswanderverfahren in 79,2 % aller „Versuchsbetriebe“ und „weiteren Betriebe“ diagnostiziert, wobei folgende Arten – häufig als Mischinfektion – in absteigender Häufigkeit auftraten: *Muellerius capillaris* (64,6 %), *Protostrongylus rufescens* (37,5 %) und *Dictyocaulus filaria* (39,6 %) (Kap. 4.2.2.2). Somit entspricht das hier koproskopisch gefundene Spektrum an Gastrointestinal- und Lungenwurmart dem für Ziegen bekannten Artenspektrum in Deutschland und anderen europäischen Ländern (SPREHN, 1953/54; BRÜSE, 1954; REHBEIN et al., 1998a; Tab. 3).

Trematodeneier waren mittels Sedimentationsverfahren in keinem der 17 „Versuchsbetriebe“ festzustellen. In Kotproben, die aus jeweils einem „weiteren Betrieb“ in Südwestdeutschland zugesandt worden waren, wurden *Fasciola*-Eier bzw. *Dicrocoelium*-Eier nachgewiesen; ein „weiterer Betrieb“ in Norddeutschland beherbergte Ziegen mit *Paramphistomum*-Befall (Kap. 4.3.2). Das auf bestimmte Regionen begrenzte Auftreten dieser Trematoden ist einfach durch deren Biologie zu erklären, denn ihr Vorkommen ist an entsprechende Zwischenwirte gekoppelt (ECKERT et al., 2005). Der Nachweis von *Dicrocoelium*-Befall in einem im

¹ Der vergleichsweise seltene Nachweis von *Trichuris*-Eiern im Kot dürfte methodisch bedingt sein, denn mit der hier verwendeten gesättigten Kochsalzlösung (spez. Gewicht: 1,2) sind *Trichuris*-Eier aufgrund ihres höheren spezifischen Gewichts nicht sicher aufzuspüren (BAUER, 2006). Die Extensität des *Trichuris*-Befalls wurde hier also unterschätzt, und der tatsächliche Anteil *Trichuris*-positiver Tiere dürfte höher sein.

Hochschwarzwald beheimateten Ziegenbetrieb ist nicht überraschend, denn diese Region ist ein altbekanntes Endemiegebiet für den kleinen Leberegel (SCHUSTER und NEUMANN, 1988; REHBEIN et al., 1998a).

Intensität der MDS-Eiausscheidung: In den 17 „Versuchsbetrieben“ war die Ausscheidung von MDS-Eiern bei Lämmern und Jungtieren im Mittel fast doppelt so stark wie bei Altziegen (1.175 EPG vs. 631 EPG; $p < 0,001$; Kap. 4.2.2.1). Auch bei KOOPMANN (2008) war die Eiausscheidung bei Jungtieren signifikant höher als bei Alttieren. Die altersabhängige Ausscheidungsintensität dürfte zumindest teilweise auf die bei Jungtieren noch nicht vorhandene Immunität gegenüber MDS-Infektionen zurückzuführen sein (ECKERT et al., 2005). Allerdings bleibt festzuhalten, dass bei Ziegen –anders als bei Schafen (DOUCH und MORUM, 1993) – die Immunitätsausbildung gegen MDS nur wenig ausgeprägt ist und somit auch Altziegen erhebliche Wurmbürden beherbergen und Mengen an Eiern ausscheiden können (KETTLE et al., 1983; HOSTE und CHARTIER, 1998).

Ziegen, die als Hobbytiere, zur Fleischproduktion oder in der Landschaftspflege gehalten wurden, hatten im Mittel eine signifikant höhere MDS-Eiausscheidung als Tiere aus Milchziegenherden (Kap. 4.2.2.1). Dieser Befund könnte wie folgt erklärt werden: (Tricho)strongyliden sind typischerweise Weideinfektionen (ECKERT et al., 2005). Milchziegen werden aber häufiger im Stall gehalten und haben eine kürzere Weidezeit als Ziegen in anderer Nutzung, so dass sie einem geringeren Infektionsrisiko ausgesetzt sind als Letztere. Möglicherweise wird zudem in Milchziegenbetrieben auch ein besseres, das Infektionsrisiko reduzierendes Behandlungs- und Weidemanagement durchgeführt als beispielsweise in der Hobbyhaltung.

Etwas überraschend war die Beobachtung, dass die Intensität der MDS-Eiausscheidung augenscheinlich regional unterschiedlich war. So schieden Ziegen aus nord- und westdeutschen Betrieben im Mittel signifikant mehr Eier aus als Tiere aus ost- und süddeutschen Betrieben (Kap. 4.2.2.1; Kap. 4.3.2). Möglicherweise bestand in Herden aus unterschiedlichen Regionen ein unterschiedliches Infektionsrisiko, wobei nicht auszuschließen ist, dass sich dies durch unterschiedliche Nutzung der Ziegen (siehe vorheriger Absatz) ergab.

5.2.1.2 Eimerien

Extensität und Fauna: Infektionen mit *Eimeria*-Arten wurden in allen „Versuchsbetrieben“ und in allen „weiteren Betrieben“ festgestellt, und in beiden Subpopulationen schied fast jede Ziege (98,2 % bzw. 94,3 %) *Eimeria*-Oozysten aus (Kap. 4.2.2.3; Kap. 4.3.2). Auch anderswo wurde bei Ziegen über hohe Extensitäten der Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten berichtet (BORGSTEEDE und DERCKSEN, 1996; KOUDELA und BOKOVÁ, 1998; BALICKA-RAMISZ, 1999; GORSKI et al., 2004; DAŞ et al., 2008; KRAMER et al., 2010).

Im eigenen Untersuchungsgut wurden 9 *Eimeria*-Arten nachgewiesen (Tab. 13; Abb. 11), wobei das Artenspektrum dem in Deutschland und in Nachbarländern bekanntem Spektrum entspricht (Tab. 2.; BORGSTEEDE und DERCKSEN, 1996; KOUDELA und BOKOVÁ, 1998; BALINCKA-RAMISZ, 1999). Dabei waren die beiden als hochpathogen bekannten Arten *E. ninakohlyakimovae* und *E. arloingi* (DITTMAR et al., 2009) in der eigenen Untersuchung mit knapp 30 % bzw. 25 % die beiden mit Abstand am häufigsten gefundenen Arten (Tab. 13). Dies bedeutet, dass prinzipiell auch in deutschen Ziegenherden unter bestimmten Umständen klinische Fälle von Eimeriosen (Kokzidiose) bei Jungtieren (DITTMAR et al., 2009) auftreten können.

Intensität der Oozystenausscheidung: In den 17 „Versuchsbetrieben“ war die Ausscheidung von *Eimeria*-Oozysten bei Jungtieren im Mittel fast dreimal so hoch wie bei Altziegen (6.609 OPG vs. 2.309 OPG; $p < 0,001$; Kap. 4.2.2.3). Eine bei Jungtieren wesentlich höhere Intensität der Oozystenausscheidung wurde auch bei vielen anderen Untersuchungen festgestellt (BARUTZKI, 1990; KOUDELA und BOKOVÁ, 1998; MORITZ, 2005). Sie ist Ausdruck der bei Jungtieren noch fehlenden Immunität gegen *Eimeria*-Infektionen, denn eine schützende Immunität entwickelt sich bei bestehendem Infektionsdruck erst im Laufe der ersten Lebensmonate (BARUTZKI, 1990; ECKERT et al., 2005; DITTMAR et al. 2009).

Tiere aus Milchziegenherden hatten im Mittel eine signifikant höhere Oozystenausscheidung als Ziegen, die als Hobbytiere, zur Fleischproduktion oder Landschaftspflege gehalten wurden (Kap. 4.2.2.3). Dieses Ergebnis ist konträr zu jenem der MDS-Eiausscheidung (siehe Kap. 1.2.1.1); es ist wie folgt erklärbar: Eimeriosen sind typischerweise Stallinfektionen (DITTMAR et al., 2009). Und da Milchziegen häufiger im Stall gehalten werden, sind sie einem stärkeren Infektionsdruck ausgesetzt als Ziegen anderer Nutzungsformen mit langer Weidehaltung.

5.2.2 Vorkommen und Häufigkeit von Anthelminthika-Resistenzen

Bisher gab es aus Deutschland nur Einzelberichte über zwei anthelminthika-resistente Strongylidenpopulationen in Ziegenherden (BAUER, 2001; SCHEUERLE et al., 2009). Mit dieser Studie liegt nun erstmals eine m.o.w. flächendeckende Untersuchung über Vorkommen und Häufigkeit anthelminthika-resistenter Trichostrongylidenpopulationen in deutschen Ziegenherden vor.

Zur Prüfung der anthelminthischen Wirksamkeit von Substanzen wurde der sogenannte „Eizahlreduktionstest“ verwendet. Dies ist unter Feldbedingungen eine allgemein akzeptierte Standardmethode (COLES et al., 1992; HERTZBERG und BAUER, 2000). Dabei wird die MDS-Eiausscheidung mehrerer Tiere kurz vor („Tag 0“) sowie zwei Wochen nach Medikation miteinander verglichen (Kap. 3.3.1.3). Dieser Test wurde in 17 „Versuchsbetrieben“ durchgeführt, wobei in die Auswertung nur jene Tiere eines Betriebs eingeschlossen wurden, deren Eiausscheidung vor der Medikation ≥ 100 EPG betragen hatte. Zusätzlich wurde der Test in leicht modifizierter Form in 10 „weiteren Betrieben“ angewandt.

In den 17 „Versuchsbetrieben“ erfolgte die Durchführung des Eizahlreduktionstests unter standardisierten Bedingungen: Am Tag 0 wurden Ziegen gewogen und Kotproben genommen, die Tiere auf mehrere Versuchsgruppen aufgeteilt sowie anschließend mit einem Anthelminthikum behandelt. Als Testsubstanzen kamen folgende drei Anthelminthika zum Einsatz: (i) Albendazol als Vertreter der Benzimidazol-Gruppe, (ii) Levamisol sowie (iii) Moxidectin als Vertreter der makrozyklischen Laktone. Albendazol und Moxidectin wurden jeweils mit dem Zweifachen, Levamisol mit dem 1,5fachen der für Schafe zugelassenen Dosis verabreicht (alle Medikationen erfolgten durch den Verfasser dieser Dissertation). In allen „Versuchsbetrieben“ war – mit einer Ausnahme – auch eine unbehandelte Kontrollgruppe involviert; damit wurden natürlicherweise, d. h. ohne Anthelminthika-Einfluss auftretende Schwankungen in der Eiausscheidung in der Wirksamkeitsberechnung berücksichtigt (Kap. 3.3.1.3). Die einzelnen Versuchsgruppen umfassten 12–54 Tiere in Abhängigkeit von der jeweiligen Betriebsgröße (Kap. 3.3.1.1; Kap. 3.3.1.2; Tab. 10.)

In den 10 „weiteren Betrieben“ wurde der Eizahlreduktionstest in modifizierter Form durchgeführt. In diesen Betrieben wurde nur jeweils ein Anthelminthikum (Benzimidazol, makrozyklisches Lakton, Levamisol oder Monepantel) verabreicht, wobei die Gruppengröße 5–28 Tiere betrug (Tab. 17). Die Medikationen erfolgten vom jeweiligen Hoftierarzt oder dem

Tierhalter (Kap. 3.3.2), wobei in zwei Drittel der Betriebe das 1,5- bis 2-fache der „Schafdosierung“ verabreicht wurde (Kap. 4.3.1). Unbehandelte Kontrollgruppen fehlten hier.

Resistenz gegen Benzimidazole: Albendazol als Vertreter der Benzimidazol-Gruppe kam in 16 der 17 „Versuchsbetriebe“ zur Anwendung. In 10 der 16 Betriebe wurde die mittlere Ausscheidung von MDS-Eiern nur unzureichend verringert (Tab. 14); nach Definition beherbergten also 63 % der überprüften Ziegenherden benzimidazol-resistente Trichostrongylidenpopulationen. In acht der 10 Betriebe konnten nach der Medikation Drittlarven in Koprokulturen angezüchtet und artlich bestimmt werden: In zwei „Versuchsbetrieben“ dominierten Larven von *H. contortus* und in fünf Betrieben Larven von *Teladorsagia* spp.; in einem Betrieb waren beide Gattungen dominierend (Tab. 15). Somit wurden zumindest *H. contortus* und *Teladorsagia* spp. als benzimidazol-resistente Arten identifiziert. Dies stimmt mit dem Ergebnis von BAUER (2001) überein, der aus einer nordhessischen Ziegenherde eine benzimidazol-resistente Strongylidenmischpopulation isoliert hatte, die aus *H. contortus*, *Teladorsagia circumcincta* und *Trichostrongylus colubriformis* bestand. Weiterhin waren zwei andere „Versuchsbetriebe“ nach den Ergebnissen des Eizahlreduktionstests als resistenz-verdächtig einzustufen (Tab. 14). In zwei von drei „weiteren Betrieben“ wurde durch das eingesetzte Benzimidazol-Präparat die MDS-Eiausscheidung nur ungenügend reduziert (Tab. 18), so dass auch hier die Diagnose einer Benzimidazol-Resistenz gestellt wurde.

Resistenz gegen Levamisol: Levamisol fand in 14 der 17 „Versuchsbetriebe“ Einsatz. In drei dieser 14 Betriebe war die Reduktion der mittleren MDS-Eiausscheidung unzureichend (Tab. 14), so dass nach Definition 21 % der Ziegenherden levamisol-resistente Strongylidenpopulationen beherbergten. Zwei andere Betriebe wurden als resistenz-verdächtig eingestuft. Koprokulturen nach Medikation lagen aus 4 Betrieben vor: Dabei dominierten in zwei Betrieben Larven von *H. contortus* sowie in je einem Betrieb Larven von *Teladorsagia* spp. bzw. *Trichostrongylus* spp. (Tab. 16). In einem der zwei „weiteren Betrieben“, in denen Levamisol eingesetzt worden war, wurde eine ungenügende Wirkung festgestellt (Tab. 18), so dass die Diagnose einer Levamisol-Resistenz gestellt wurde.

Die von *H. contortus* dominierte Strongylidenpopulation eines „Versuchsbetriebs“ (Betrieb 5) erwies sich als multiresistent gegen Levamisol und Benzimidazole (Tab. 14).

Die eigenen Ergebnisse dokumentieren deutlich, dass – wie beispielsweise in Neuseeland (KETTLE et al., 1983), in den USA (MORTENSEN et al., 2003) und vielen anderen europäischen Ländern (HERTZBERG und BAUER, 2000; Tab. 6) – auch in Deutschland benzimidazol- und/oder levamisol-resistente Trichostrongylidenpopulationen häufig in Ziegenherden vorkommen. Dies ist ein nicht zu unterschätzendes Behandlungsproblem (HERTZBERG und BAUER, 2000). So ist beispielsweise der Einsatz von Benzimidazolen bei Ziegen wie bei Schafen ohne Kenntnis der Resistenzsituation in der jeweiligen Herde nicht mehr zu empfehlen. In betroffenen Herden sind dann nur Behandlungen mit einem Präparat aus anderen Wirkstoffgruppen (makrozyklische Laktone oder Monepantel) angezeigt, um den gewünschten hohen Entwurmungseffekt zu erreichen.

Resistenz gegen makrozyklische Laktone: Als Vertreter für makrozyklische Laktone kam Moxidectin in allen 17 „Versuchsbetrieben“ zum Einsatz. Dies reduzierte in 16 Betrieben die mittlere Ausscheidung von MDS-Eiern im starken Maß, so dass hier keine Hinweise auf eine Moxidectin-Resistenz vorlagen. In einem „Versuchsbetrieb“ erbrachte der Eizahlreduktionstest ein zweifelhaftes Ergebnis, so dass diese Trichostrongylidenpopulation gemäß den Interpretationskriterien als resistenz-verdächtig eingestuft wurde (Tab. 14). In vier „weiteren Betrieben“, in denen ein makrozyklisches Lakton verabreicht worden war, gab es im Eizahlreduktionstest keinen Hinweis auf eine ungenügende Wirkung (Tab. 18).

In der vorliegenden Studie wurde die anthelminthische Wirkung von makrozyklischen Laktonen in insgesamt 21 deutschen Ziegenherden überprüft. Dabei wurde die Trichostrongylidenpopulation einer Herde als resistenz-verdächtig eingestuft. Dies ist nicht unerwartet, denn schon die Untersuchungsergebnisse von SCHEUERLE et al. (2009) wiesen auf das sporadische Vorkommen einer Resistenz gegen makrozyklische Laktone hierzulande hin: In einer Schwarzwälder Ziegenherde reduzierte Eprinomectin (Aufguss-Applikation) mit dem Zweifachen der „Rinderdosis“ die Eiausscheidung (vorwiegend *H. contortus*) nur ungenügend, während Moxidectin (orale Applikation) mit dem Vierfachen (!) der „Schafdosierung“ noch einen hohen Effekt erzielte. Auch in einigen deutschen Schafherden wurde über eine reduzierte Wirkung von Moxidectin gegen *H. contortus* berichtet (PERBIX, 2008). Und seit Jahren sind beispielsweise aus Ziegen- und Schafherden anderer europäischer Länder Trichostrongyliden mit Resistenz gegen makrozyklische Laktone bekannt (HERTZBERG und BAUER, 2000; Tab. 6).

Resistenz gegen Monepantel: In der vorliegenden Studie wurde die Wirksamkeit des letzten auf den Markt gebrachten Anthelminthikums Monepantel nur in einem „weiteren Betrieb“ geprüft; hier erwies es sich gegen (Tricho)strongyliden als hochwirksam (Tab. 18). Allerdings liegt aus den Niederlanden bereits der erste Bericht über eine monepantel-resistente *Haemonchus*-Population in einer Schafherde vor (VAN DEN BROM et al., 2015).

Zusammenfassend bleibt also festzuhalten, dass auch in deutschen Ziegenherden benzimidazol- und levamisol-resistente Trichostrongylidenpopulationen häufig und Resistenzen gegen makrozyklische Laktone bisher nur sporadisch vorkommen. Aber es ist leider zu erwarten, dass sich Resistenzen gegen makrozyklische Laktone und Monepantel in absehbarer Zeit in Trichostrongyliden kleiner Wiederkäuer häufen werden. Daher sollte in Ziegen- wie in Schafherden mit geeigneten Maßnahmen versucht werden, die Wirksamkeit der für kleine Wiederkäuer verfügbaren Anthelminthika (inkl. Monepantel) so lang wie möglich zu erhalten; hier ist vor allem die „Strategie der selektiven Entwurmung“ zu nennen (HERTZBERG und BAUER, 2000; PERBIX, 2008; KOOPMANN, 2009).

6 Zusammenfassung & Summary

DÜVEL, S. (2015):

Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten und zur Verbreitung anthelminthika-resistenter Strongylidenpopulationen in deutschen Ziegenherden.

Veterinärmed. Diss., Justus-Liebig-Universität Gießen.

Ziel: Ziel dieser Querschnittsstudie war es, aktuelle Erkenntnisse über Betriebsstrukturen und Management in deutschen Ziegenherden, sowie über den Endoparasitenbefall bei Ziegen und die Verbreitung anthelminthika-resistenter Trichostrongylidenpopulationen zu bekommen.

Material und Methoden: Mit einem standardisierten Fragenbogen wurden bundesweit in 132 Ziegenherden Daten unter anderem zu Betriebsstrukturen und zum Haltungs- und Behandlungsmanagement gesammelt und ausgewertet. In 17 Betrieben mit je mindestens 60 Ziegen wurden Kotproben von insgesamt 1.803 Jung- und Alttieren mit dem modifizierten McMaster-Verfahren (gesättigte Kochsalzlösung), Trichterauswanderverfahren und Sedimentationsverfahren untersucht. Zusätzlich wurden (Tricho)strongylidenlarven in Koprokulturen gezüchtet und nach Gattung differenziert. Die morphologische Bestimmung von präsenten *Eimeria*-Arten erfolgte in Sammelkotproben. Außerdem wurde in diesen Betrieben mittels Eizahlreduktionstest die Wirksamkeit von Anthelminthika aus drei Wirkstoffgruppen bestimmt: Albendazol (7,6 mg/kg KGW p.o.), Levamisol (11,96 mg/kg KGW p.o.) und Moxidectin (0,4 mg/kg KGW p.o.).

Ergebnisse: Gemäß den Umfrageergebnissen wurden in Großbetrieben ($n = 27$; > 45 Altziegen) im Mittel 109 Alttiere und 66 Jungtiere, in Kleinbetrieben ($n = 105$; < 45 Altziegen) 11 Alttiere und 7 Jungtiere gehalten. Ziegen wurden zur Landschaftspflege (44%), Milchproduktion (39 %) oder Fleischproduktion (36 %) gehalten, wobei dies für den überwiegenden Teil der Tierhalter ein Hobby oder Nebenerwerb war. In Zwei Drittel der Betriebe erfolgte saisonabhängig eine Stall- und Weidehaltung; ganzjährige Weidehaltung wurde in 21 %, ganzjährige Stallhaltung (tagsüber meist mit Auslauf) in 17 % der Betriebe praktiziert. Die Weidebesatzdichte betrug in Groß- und Kleinbetrieben im Mittel jeweils 0,34 Altziegen/ha. Die meisten Tierhalter (98 %) entwurmt Ziegen mindestens einmal jährlich; dabei wurde in Kleinbetrieben im Mittel häufiger ($2,6 \pm 1,4$ pro Jahr) als in Großbetrieben ($2,1 \pm 0,7$ pro Jahr) entwurmt. 35 % der Ziegenhalter gaben an, zur Parasitenbekämpfung

auch Phytopharmaka (tanninhaltige Pflanzen, Kräutermischungen) oder Homöopathika zu verwenden. Ein Drittel der Ziegenhalter gab an, nie Kotuntersuchungen durchführen zu lassen, und in nur zwei Betrieben wurde der Entwurmungserfolg mittels Kotuntersuchung überprüft.

Ein Befall mit Magendarm-Strongyliden (MDS, ohne *Nematodirus*) wurde in allen Herden nachgewiesen, wobei insgesamt 92 % aller Ziegen MDS-Eier ausschieden. Die MDS-Eiausscheidung war bei Jungtieren im Mittel signifikant höher als bei Alttieren. Als (Tricho)strongylidengattungen wurden in abnehmender Häufigkeit nachgewiesen: *Haemonchus*, *Teladorsagia*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum/Chabertia*, *Cooperia* und *Bunostomum*. Daneben wurden Eier von *Nematodirus* (in 9 % der Kotproben), *Strongyloides* (11 %), *Trichuris* (0,4 %) und *Moniezia* (4 %) gefunden. Larven der Lungenwurmart *Muellerius capillaris*, *Protostrongylus* sp. und *Dictyocaulus filaria* waren in 65 %, 38 % bzw. 40 % der Herden nachzuweisen. 98 % der Kotproben enthielten *Eimeria*-Oozysten. Die mittlere Oozystenausscheidung war bei Jungtieren signifikant stärker als bei Alttieren. Folgende 7 *Eimeria*-Arten kamen in absteigender Häufigkeit vor: *E. ninakohlyakimovae*, *E. arloingi*, *E. alijevi*, *E. caprovina*, *E. jolchijevi*, *E. christenseni*, *E. caprina*., *E. hirci* sowie *E. aspheronica*.

Mittels Eizahlreduktionstest wurden benzimidazol-resistente Trichostrongyliden (vorrangig *Haemonchus contortus* und *Teladorsagia* spp.) in 10 (63 %) von 16 Ziegenherden nachgewiesen; in zwei weiteren Herden waren die Trichostrongyliden als resistenz-verdächtig einzustufen. Levamisol-resistente Trichostrongyliden (*H. contortus*, *Teladorsagia* spp. bzw. *Trichostrongylus* spp.) wurden in 3 (21 %) von 14 Ziegenherden gefunden, zwei weitere Herden beherbergten resistenz-verdächtige Trichostrongyliden. Die Resistenz war gegen Benzimidazole und Levamisol ausgeprägt und eine multiresistente Trichostrongylidenpopulation (*H. contortus*) wurde in einer Herde diagnostiziert. Moxidectin reduzierte in 16 von 17 Herden die Ausscheidung von MDS-Eiern im starken Maß, doch war die Trichostrongylidenpopulation einer Herde als resistenz-verdächtig einzustufen.

DÜVEL, S. (2015):

Investigations on the occurrence of endoparasite infections and the prevalence of Anthelmintic resistance in gastro-intestinal nematode populations in goat herds in Germany.

Dr. med. vet. thesis, Justus Liebig University Giessen.

Purpose: The purpose of this cross-sectional study was to gain new knowledge about farm structures and management in goat herds in Germany and the occurrence of endoparasite infections in goat and the prevalence of anthelmintic-resistant trichostrongyle populations.

Material and methods: Using a standardized questionnaire, data from 132 goat herds throughout Germany, including on-farm structures and the farming and treatment managements was gathered and analyzed. Faecal samples from a total of 1,803 young and old animals were examined by the modified McMaster technique (saturated saline solution), Baermann funnel and Sedimentation technique in 17 farms each with at least 60 goats. In addition, (tricho)strongyle larvae were bred in copro cultures and differentiated by genus. The morphological identification of present *Eimeria* species was performed using collective feces samples. Furthermore, the effectiveness of anthelmintics was determined by Faecal Egg Count Reduction test (FECR) testing three different anthelmintic classes: albendazole (7.6 mg/kg BW p.o.), levamisol (11.96 mg/kg BW p.o.), and moxidectin (0.4 mg/kg BW p.o.).

Results: According to the results of the questionnaires, large farms (n = 27; > 45 old goats) kept, on average, 109 adult goats and 66 young goats; small farms (n = 105; < 45 old goats) farmed 11 adult goats and 7 young goats. Goats were farmed for purposes of landscape conservation (44%), milk production (39 %) or meat production (36 %); most farmers stated that goat farming was their hobby or an additional source of income. On two of three farms, goats were kept on pastures or were stabled, depending on the season. The goats spent all the years in pastures in 21 %, or were stabled throughout the year (mostly with daytime roaming) in 17 % of the farms. The stocking density in pastures was, on average, 0.34 adult goats per hectare for large and small-size farms as well. Most animal owners (98 %) did an anthelmintic treatment at least once every year; deworming, on average, was more frequent on small farms (2.6 ± 1.4 a year) than on large farms (2.1 ± 0.7 a year). 35 % of the goat owners stated that they also used phytopharmaceutical preparations (tannine-containing plants, herb mixtures) or homeopathic agents for parasite control. One third of goat owners stated that they never

submitted feces for coprological analysis, and that the deworming success was parasitologically controlled in only two farms.

Infections with gastrointestinal strongyles (without *Nematodirus*) were found in all herds; in total 92 % of all goats shed strongyle eggs. The strongyle excretion was significantly higher in young animals than in adult ones. The following (tricho)strongylide genera were detected (in decreasing order of frequency): *Haemonchus*, *Teladorsagia*, *Trichostrongylus*, *Oesophagostomum/Chabertia*, *Cooperia* and *Bunostomum*. In addition, eggs of *Nematodirus* (9 %), *Strongyloides* (11 %), *Trichuris* (0,4 %) and *Moniezia* (4 %) were found. Larvae of the lungworm species *Muellerius capillaris*, *Protostrongylus* spp. and *Dictyocaulus filaria* were detected in 65 %, 38 % and 40 % of the herds, respectively. 98 % of the faecal samples contained *Eimeria* oocysts. The mean oocyst excretion was significantly stronger in young goats in comparison with adult goats. The following 7 *Eimeria* species were detected, in decreasing order of frequency: *E. ninakohlyakimovae*, *E. arloingi*, *E. alijeui*, *E. caprovina*, *E. jolchijevi*, *E. christenseni*, *E. caprina.*, *E. hirci* and *E. aspheronica*.

Benzimidazole-resistant trichostrongyles (primarily *Haemonchus contortus* and *Teladorsagia* spp.) were detected by the Faecal Egg Count Reduction Test in 10 (63 %) out of 16 goat herds. In another two goat herds the trichostrongyles were rated as being suspicious for resistance. Levamisole-resistant trichostrongyles (*H. contortus*, *Teladorsagia* spp. and *Trichostrongylus* spp., resp.) were found in 3 (21 %) out of 14 goat herds, two other herds were identified for being suspicious of resistance. Trichostrongyles (*H. contortus*) with multiple resistance to benzimidazole and levamisole (Tab. 14) were diagnosed in one herd. Moxidectin led to a high reduction of trichostrongyle eggs in 16 of 17 herds, but the trichostrongyle population of one herd was suspected of resistance.

7 Literaturverzeichnis

ABROUS, M., RONDELAUD, D., DREYFUSS, G. (2000):

A field study of natural infections in three freshwater snails with *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi* in central France.

J. Helminthol. 74: 189-194

ADELHARDT, A. (1999):

Grüßwort anlässlich Fachtagung Bundverband Deutscher Ziegenzüchter.

Tagungsband, BDZ, 10.-11. November 1999, Bonn

ALVINERIE, M., ESCUDERO, J.F., SUTRA, C., ECKHOUTTE, E., GALTIER, P. (1998):

The pharmacokinetics of moxidectin after oral and subcutaneous administration to sheep.

Vet. Res. 29: 113-118

ALVINERIE, M., LACOSTE, E., SUTRA, J.F., CHARTIER, C. (1999):

Some Pharmacokinetic Parameters of Eprinomectin in Goats following Pour-On Administration

Vet. Res. Commun. 23: 449-455

ANONYM (2013) Rund 150.000 Ziegen und 460.000 Einhufer in Deutschland. Statistisches Bundesamt Wiesbaden.

www.destatis.de/DE/ZahlenFakten/Wirtschaftsbereiche/LandForstwirtschaftFischerei/TiereunddtierischeErzeugung/AktuellSonstigeNutztiere.html (21.3.2013)

ANONYM (2014) FAO Statistical Yearbook 2013.

<http://faostat.fao.org/site/573/DesktopDefault.aspx?PageID=573#ancor>

ARENA, J.P., LIU, K.K., PARESS, P.S., FRAZIER, E.G., CULLY, D.F., MROZIK, H., SCHAEFFER, J.M. (1995):

The mechanism of action of avermectins in *Caenorhabditis elegans* – correlation between activation of glutamate-sensitive chloride current membrane-binding and biological-activity.

J. Parasitol. 81: 286-294

ARTHO, R., SCHNYDER, M., KOHLER, L., TORGERSON, P.R., HERTZBERG, H. (2007): Avermectin-resistance in gastrointestinal nematodes of Boer goats and Dorper sheep in Switzerland

Vet. Parasitol. 144: 68–73

AVERY, L., HORVITZ, H.R. (1990):

Effects of starvation and neuroactive drugs on feeding in *Caenorhabditis elegans*.

J. Exp. Zool. 253: 263-270

BALICKA-RAMISZ, A. (1999):

Studies on coccidiosis in goats in Poland.

Vet. Parasitol. 81: 347-349

BARANSCHKEK, G. (1954):

Die Einflüsse von Umweltfaktoren auf den Parasitenbefall bei Ziegen in Berlin. Berlin (FU), Veterinärmed. Diss.

BARNES, E.H., DOBSON, R.J., BARGER, I.A. (1995):

Worm control and anthelmintic resistance: adventures with a model.

Parasitol. Today 11: 56–63

BARTLEY, D.J., JACKSON, F., JACKSON, E., SARGISON, N. (2004):

Characterisation of two triple resistant field isolates of *Teladorsagia* from Scottish lowland sheep farms.

Vet. Parasitol. 123: 189–199

BARUTZKI, D. (1990):

Parasitoses of sheep and goats in Germany

Tierärztl. Praxis 18: 245-250

BAUER, C. (2001):

Multispecific resistance of trichostrongyles to benzimidazoles in a goat herd in Germany.

Dtsch. Tierärztl. Wochenschr. 108: 49-50

BAUER, C., MERKT, J.C., JANKEGRIMM, G., BURGER, H.J. (1986):

Prevalence and control of benzimidazole-resistant small strongyles on German thoroughbred studs.

Vet. Parasitol. 21: 189-203

BAUER, C., HERMOSILLA, C., CIRAK, V. (1996):

Wirksamkeit von Closantel gegen *Fasciola hepatica* und *Haemonchus contortus*: Feldversuche bei Rind und Schaf.

Prakt. Tierarzt 77, 917-922

BAUER, C., MERTENS, C., ZAHNER, H. (1999):

Clean pasture strategie selects for benzimidazole resistance in *Haemonchus*

in: Proc. 17. Conference of the W.A.A.V.P., Kopenhagen, 16.-19.August, Abstract-Nr. b.3.04

BAUER, C. (2006) Untersuchungsmethoden. In: Schnieder, T. (Hrsg.) Veterinärmedizinische Parasitologie.

Parey Stuttgart, 6. Aufl., 84-104

BAZANT, M. (2008):

Erhebungen zum Arzneimittelinsatz in bayerischen Milchschaaf- und Milchziegenhaltungen unter Berücksichtigung betrieblicher Gegebenheiten.

Vet. med. Diss., Ludwig-Maximilians-Universität München

BERRAG, B., CABARET, J. (1997):

Assessment of the severity of natural infections of kids and adult goats by small lungworms (Protostrongylidae, Nematoda) using macroscopic lesion scores.

Vet. Res. 28, 143-148

- BLOCH, O. (1954):
Das Vorkommen von Magen-Darm-Parasiten bei Rindern, Schafen, Ziegen und Pferden in zwei oberpfälzischen Landkreisen.
München, Veterinärmed. Diss.
- BOA, M.E., THAMSBORG, M., KASSUKU, A.A., BOGH, H.O. (2001):
Comparison of worm control strategies in grazing sheep in Denmark.
Acta Vet. Scand. 42: 57-69
- BOCK, V. (1954):
Die parasitären Erkrankungen der Haustiere im Kreis Marktheidenfeld.
Gießen, Veterinärmed. Diss.
- BOGAN, J., BENOIT, E., DELATOUR, P. (1987):
Pharmacokinetics of oxfendazole in goats: a comparison with sheep.
J. Vet.Pharmacol.Ther. 10: 305-309
- BORGSTEEDE, F.H.M., DERCKSEN, D.P. (1996):
Coccidial and helminth infections in goats kept indoors in the Netherlands.
Vet. Parasitol. 61: 321-326
- BORGSTEEDE, F.H.M., PEKELDER, J.J., DERCKSEN, D.P. (1996):
Anthelmintic resistant nematodes in goats in the Netherlands.
Vet. Parasitol. 65: 83-87
- BRAUN, U., DIENER, M., CORBOZ, L., EHRENSBERGER, F., WASER, J., HERTZBERG, H. (2000a):
Durchfall in einem Milchziegenbetrieb als Folge von Fasziole, Magen-Darm-Strongylidose und Enterotoxämie.
Tierärztl. Umschau 55, 345-351
- BRAUN, U., FEIGE, K., GANSOHR, B., DEGEN, H., WOLFF, K., GOHM, D., SYDLER, T. (2000b):
Protostrongylen-Pneumonien bei Saanen-Ziegen.
Tierärztl. Umschau 55, 338-345
- BROUGHAN, J.M., WALL, R. (2007):
Faecal soiling and gastrointestinal helminth infection in lambs.
Int. J. Parasitol. 37: 1255-1268
- BRUNS, A. (1955):
Untersuchungen über das Vorkommen von Magen-Darmparasiten und Lungenwürmern bei Ziegen im Raume Butzbach in Oberhessen.
Gießen, Veterinärmed. Diss.
- BRUNSDON, R.V. (1986):
Host-parasite interactions in nematode infections of sheep and goats when grazed together.
N. Z. J. Zool. 13: 413.
- BRÜSE, P. (1954):

Beitrag zur Verseuchung der Ziegen mit Magen-Darm-Würmern im Gebiet des Unterwesterwaldes und deren wirksame Bekämpfung.
Vet. med. Diss., Justus-Liebig-Universität Gießen

CABARET, J., BAUDET, H.M., DEVOS, J., HUBERT, J., CORTET, J., SAUVE, C. (1995):
Studies on multispecific resistance of gastrointestinal nematodes to benzimidazoles on dairy-goat farms.
Vet. Parasitol. 60: 331-337

CAMPBELL, W.C., BENZ, G.W. (1984):
Ivermectin: a review of efficacy and safety
J. vet. Pharmacol. 7: 1-16

CARCELES, C.M., DIAZ, M.S., VICENTE, M.S., SUTRA, J.F., ALVINERIE, M., ESCUDERO, E. (2001):
Milk kinetics of moxidectin and doramectin in goats.
Res. Vet. Sci. 70: 227-231

CHARTIER, C., RECHE, B. (1992):
Gastrointestinal helminths and lungworms of French dairy goats: prevalence and geographical distribution in poitou-charentes.
Vet. Res. Commun. 16: 327-335

CHARTIER, C., HOSTE, H. (1997):
Response to challenge infection with *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis* in dairy goats. Differences between high and low-producers.
Vet. Parasitol. 73, 267-276

CHARTIER, C., PORS, I., HUBERT, J., ROCHETEAU, D., BENOIT, C., BERNARD, N. (1998):
Prevalence of anthelmintic resistant nematodes in sheep and goats in Western France.
Small Rum. Res. 29: 33-41

CHARTIER, C., ETTER, E., PORS, I., ALVINERIE, M. (1999):
Activity of Eprinomectin in goats against experimental infections with *Haemonchus contortus*, *Teladorsagia circumcincta* and *Trichostrongylus colubriformis*.
Vet. Rec. 144: 99-100

CHARTIER, C., ETTER, E., HOSTE, H., PORS, I., MALLEREAU, M.P., BROQUA, C., MALLET, KOCH, C., MASSE, A. (2000):
Effects of the initial level of milk production and of the dietary protein intake on the course of natural nematode infection in dairy goats.
Vet. Parasitol. 92: 1-13

CHARTIER, C., SOUBIRAC, F., PORS, I., SILVESTRE, A., HUBERT, J., COUQUET, C., CABARET, J. (2001):
Prevalence of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of dairy goats under extensive management conditions in southwestern France.
J. Helminthol. 75: 325-30

- CHEVALIER, H.J. (1966): Über die Coccidienarten der Ziegen in Deutschland.
Dtsch. Tierärztl. Wochenschr. 73, 616-621
- CHRISTIE, M., JACKSON, F. (1982):
Specific identification of strongyle eggs in small samples of sheep faeces.
Res. Vet. Sci. 32: 113-117
- COLES, G.C., ROUSH, R.T. (1992):
Slowing the spread of anthelmintic resistant nematodes of sheep and goats in the UK.
Vet. Rec. 130: 505-510
- COLES, G.C., BAUER, C., BORGSTEEDE, F.H.M., GEERTS, S., KLEI, T.R., TAYLOR, M.A., WALLER, P. J. (1992):
World-Association-For-The-Advancement-Of-Veterinary-Parasitology (Waavp): Methods for the Detection of Anthelmintic Resistance in Nematodes of Veterinary Importance.
Vet. Parasitol. 44: 35-44
- CORBA, J., VARADY, M., PRASLICKA, J. (1995):
Efficacy of Moxidectin against a strain of *Ostertagia* spp. resistant to ivermectin, albendazole and levamisole.
Biologia 50: 611–614
- CRINGOLI, G., VENEZIANO, V., RINALDI, L., SAUVE, C., RUBINO, R., FEDELE, V., CABARET, J. (2007):
Resistance of trichostrongyles to benzimidazoles in Italy: a first report in a goat farm with multiple and repeated introductions.
Parasitol. Res. 101: 577-581
- DAI, Y.B., LIU, X.Y., LIU, M., TAO, J.P. (2006):
Pathogenic effects of the coccidium *Eimeria ninakohlyakimovae* in goats.
Vet. Res. Commun. 30: 149-160
- DAS, G., ABEL, H.J., SINGHAPHAN, P., GAULY, M. (2008):
Epidemiological aspects in coccidial oocyst output of goat kids fed a high protein concentrate.
Vortragstagung der DGfZ und GfT am 17./18. September 2008 in Bonn
- DEVER, M.L., KAHN, L.P., DOYLE, E.K. (2015):
Removal of tapeworm (*Moniezia* spp.) did not increase growth rates of meat-breed lambs in the Northern Tablelands of NSW.
Vet. Parasitol. 208, 190-194
- DI CERBO, A.R., MANFREDI, M.T., ZANZANI, S., STRADIOTTO, K. (2010):
Gastrointestinal infection in goat farms in Lombardy (Northern Italy): Analysis on community and spatial distribution of parasites.
Small Rum. Res. 88, 102-112
- DITTMAR, K., SCHREINER, S., DAUGSCHIES, A. (2009):
Kokzidiose der kleinen Hauswiederkäuer.
Tierärztl. Prax. 37 (G), 194-202

- DOMKE, A., CHARTIER, C., GJERDE, B., LEINE, N., VATN, S., ØSTERAS, O., STUEN, S., (2011): Worm control practice against gastro-intestinal parasites in Norwegian sheep and goat flocks.
Acta Vet. Scand. 53: 29
- DOMKE, A., CHARTIER, C., GJERDE, B., HÖGLUND, J., LEINE, N., VATN, S., STUEN, S., (2012)
Prevalence of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of sheep and goats in Norway.
Parasitol. Res. 111: 185-193
- DOMKE, A., CHARTIER, C., GJERDE, B., LEINE, N., VATN, S., STUEN, S. (2013):
Prevalence of gastrointestinal helminths, lungworms and liver fluke in sheep and goats in Norway.
Vet. Parasitol. 194: 40-48
- DORNY, P., BATUBARA, A., ISKANDER, M., PANDEY, V.S. (1996):
Helminth infections of sheep in North Sumatra, Indonesia.
Vet. Parasitol. 61: 353-358
- DOUCH, P.G.C., MORUM, P.E. (1993):
The effect of age on the response of Romney sheep to gastrointestinal nematodes during grazing
Int. J. Parasitol. 23: 651-655
- ECKERT, J., FRIEDHOFF, K.T., ZAHNER, H., DEPLAZES, P. (2005):
Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin.
Enke Verlag, Stuttgart, S. 134-145, 520-526
- EMMERICH, I.U. (2011):
Neue Arzneimittel für Pferde und landwirtschaftliche Nutztiere 2010.
Tierärztl. Prax. 39 G, 384-390
- EMMERICH, I.U., RICHTER, A. (2014):
Zugelassene Arzneimittel für kleine Wiederkäuer. In: Löscher, W., Richter, A., Potschka, H. (Hrsg.): Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren.
Enke Stuttgart, 9. Aufl., 634-650
- ESCUDERO, E., CARCELES, C.M., DIAZ, M.S., SUTRA, J.F., GALTIER, P., ALVINERIE, M. (1999): Pharmacokinetics of moxidectin and doramectin in goats.
Res. Vet. Science 67: 177-181
- EYSKER, M., VAN GRAAFEILAND, A.E., PLOEGER, H.W. (2006):
Resistance of *Teladorsagia circumcincta* in goats to ivermectin in the Netherlands.
Tijdschr. Diergeneeskde. 131: 358-361
- GALL, C. (2001):
Ziegenzucht.
Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart
- GALTIER, P., ESCOULA, L., CAMGUILHEM, R., ALVINERIE, M. (1981):

Comparative Bioavailability of Levamisole in non lactating ewes and goats.
Ann. Rech. Vet. 12: 109-115

GAULY, M. (2007):
Struktur und Wirtschaftlichkeit ziegenhaltender Betriebe in Deutschland.
Proc. 3. Fachtagung für Ziegenhaltung, LFZ Raumberg-Gumpenstein/Österreich, 16.11.2007,
7-10

GEBAUER, O., HOHORST, W. (1968):
Beitrag zur Epidemiologie des Lanzettegelbefalls unter alpinen Mittelgebirgsverhältnissen.
Wien. Tierärztl. Monatsschr. 55: 382-385

GERWERT, S., FAILING, K., BAUER, C. (2002):
Prevalence of levamisole and benzimidazole resistance in *Oesophagostomum* populations of
pig-breeding farms in North Rhine-Westphalia, Germany.
Parasitol. Res. 88, 63-68

GEBWEIN, S. (1999):
Eimeria-Infektionen bei Hausziegen verschiedener Altersgruppen unter besonderer
Berücksichtigung unterschiedlicher Haltungsformen.
Leipzig, Veterinärmed. Diss.

GORSKI, P., NIZNIKOWSKI, R., STRZELEC, E., POPIELARCZYK, D., GAJEWSKA, A.,
WEDRYCHOWICZ, H. (2004):
Prevalence of protozoan and helminth internal parasite infections in goat and sheep flocks in
Poland.
Arch. Tierz., Dummerstorf 47 SI, 43-49

HAACKH, U. (1954):
Über die Verbreitung parasitärer Tierkrankheiten im Gebiete der Kreise Alzey und Worms.
Gießen, Veterinärmed. Diss.

HARDER, A. (2002):
Chemotherapeutic approaches to nematodes: current knowledge and outlook.
Parasitol. Res. 88: 272–277

HENNESSY, D.R., SANGSTER, N.C., STEEL, J.W., COLLINS, G. H. (1993): Comparative
Pharmacokinetic Behaviour of Albendazole in Sheep and Goats.
Int. J. Parasitol. 23: 321-325

HERTZBERG, H., BAUER, C. (2000):
Anthelminthika-Resistenzen bei Magen-Darm-Strongyliden von Schafen und Ziegen:
Aktuelles über Verbreitung, Epidemiologie, Vorbeugemaßnahmen und Alternativen zum
Anthelminthika-Einsatz.
Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr. 113, 122–128

HESSE, N. (2002):
Milchziegenhaltung in Deutschland – Historische Betrachtung und Stand der
Milchziegenhaltung im Ökologischen Landbau.
Diplomarbeit, Universität Gesamthochschule Kassel, Fachbereich Tierernährung und
Tiergesundheit

HINAIDY, H.k., GUTIERRES, V.C., SUPPERER, R. (1972):
Die Gastrointestinal-Helminthen des Rindes in Österreich.
Zentralbl. Veterinärmed. B 19, 679-695

HOLM, S.A., SÖRENSEN, C.R.L., THAMSBORG, S.M., ENEMARK, H.L. (2014):
Gastrointestinal nematodes and anthelmintic resistance in Danish goat herds.
Parasite 21, 37

HONG, C., HUNT, K.R., COLES, G.C. (1996):
Occurrence of anthelmintic resistant nematodes on sheep farms in England and goat farms in England and Wales.
Vet. Rec. 139: 83-86

HOSTE, H., CHARTIER, C. (1998):
Resistance des chevres aux strongyloses gastro-intestinales: differences avec les moutons.
Point Vet 29: 161-166

HOSTE, H., CHARTIER, C., ETTER, E., GOUDEAU, C., SOUBIRAC, F., LEFRILEUX, Y. (2000):
A questionnaire survey on the practices adopted to control gastrointestinal nematode parasitism in dairy goat farms in France.
Vet. Res. Commun. 24: 459-469

HOSTE, H., TORRES-ACOSTA, J.F.J., AGUILAR CABALLERO, A.J. (2008):
Nutrition-parasite interactions in goats: is immunoregulation involved in the control of gastrointestinal nematodes?
Parasite Immunol. 30: 79-88

HOSTE, H., SOTIRAKI, S., LANDAU, S.Y., JACKSON, F., BEVERIDGE, I. (2010):
Goat-nematode interactions: think differently.
Trends Parasitol. 26, 376-381

HUNTLEY, J.F., PATTERSON, M., MAC KELLAR, A., JACKSON, F., STEVENSON, L.M., COOP, R.L. (1995):
Gastrointestinal nematode infection in goats: comparison of mast cell and eosinophil responses with those of sheep.
Res. Vet. Sci. 58, 5-10

JACKSON, F., JACKSON, E., COOP, R.L. (1992):
Evidence of multiple anthelmintic resistance nematodes in a strain of *Teladorsagia circumcincta* (*Ostertagia circumcincta*) from goats in Scotland.
Res. Vet. Sci. 53: 371-374

JACKSON, F., COOP, R.L. (2000):
The development of anthelmintic resistance in sheep nematodes.
Parasitology 120: 95-107

JACOB, E. (1943):
Zur Verbreitung der Kokzidienarten bei Schafen, Ziegen und Rehen.
Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr. Nr. 31/32, 258-260

KENYON, F., GREER, A.W., COLES, G.C., CRINGOLI, G., PAPADPOULOS, E., CABARET, J., BERRAG, B., VARADY, M., VAN WYK, J.A., THOMAS, E., VERCRUYSSSE, J., JACKSON, F. (2009):

The role of targeted selective treatments in the development of refugia-based approaches to the control of gastrointestinal nematodes of small ruminants.

Vet. Parasitol. 164: 3-11

KETTLE, P.R., VLASSOFF, A., REID, T.C., HORTON, C.J. (1983):

A survey of nematode control measures used by milking goat farmers and of anthelmintic resistance on their farms.

N. Z. Vet. J. 31: 139-143

KIERAN, P.J. (1994):

Moxidectin against ivermectin-resistant nematodes—a global view.

Aust. Vet. J. 71: 18–20

KNÖPPLER, G. (1957):

Untersuchungen über das Vorkommen von Magen- und Darmparasiten und Lungenwürmern bei Ziegen im Raume Limburg/Lahn.

Gießen, Veterinärmed. Diss.

KOCH: (2005):

Untersuchungen zur Verbreitung von *Fasciola hepatica* im bayerischen Milchviehbestand

Vet. med. Diss., Ludwig-Maximilians-Universität München

KOOPMANN, R. (2009):

Wie würde sich die Wurmbelastung der Weide verändern, wenn lediglich ein Teil der Ziegen- und Schafherde entwurmt wird?

In: RAHMANN, G. (Hrsg.): Ressortforschung für den Ökologischen Landbau.

Thünen-Institut, Sonderhefte 2009, 335: 21-30

KOUDELA, B., BOKOVÁ, A. (1998):

Coccidiosis in goats in the Czech Republic.

Vet. Parasitol. 76: 261-267

KRAMER, J., RUTTKOWSKI, B., FRANZ, S., JOACHIM, A. (2010):

V17 Eimerienarten bei Ziegen in Wien und Umgebung.

DVG-Jahrestagung der Fachgruppe „Parasitologie und parasitäre Krankheiten“, 7.–9. Juli 2010 in München, A8

LACEY, E. (1990):

Mode of action of benzimidazoles.

Parasitol. Today 6: 112-115

LE JAMBRE, L.F., ROYAL, W.M. (1976):

A comparison of worm burdens in grazing merino sheep and angora goats.

Aust. Vet. J. 52: 181–183

LESPINE, A., SUTRA, J.F., DUPUY, J., ALVINERIE, M. (2003):

Eprinomectin in goat: assessment of subcutaneous administration.

Parasitol. Res. 89: 120-122

- LESPINE, A, ALVINERIE, M., SUTRA, J.F., PORS, I., CHARTIER, C. (2005):
Influence of the route of administration on efficacy and tissue distribution of Ivermectin in goat.
Vet. Parasitol. 128: 251-260
- MACALDOWIE, C., JACKSON, F., HUNTLEY, J., MACKELLAR, A., JACKSON, E. (2003):
A comparison of larval development and mucosal mast cell responses in worm-naïve goat yearlings, kids and lambs undergoing primary and secondary challenge with *Teladorsagia circumcincta*.
Vet. Parasitol 114: 1-13
- MAINGI, N., BJORN, H., THAMSBORG, S.M., BOGH, H.O. (1996):
A survey of anthelmintic resistance in nematode parasites of goats in Denmark.
Vet. Parasitol. 66: 53–66
- MALRAIT, K., VERSCHAVE, S., SKUCE, P., VON LOO, H., VERCRUYSSSE, CHARTIER, J. (2015):
Novel insights into the pathogenic importance, diagnosis and treatment of the rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) in cattle.
Vet. Parasitol. 207, 134-139
- MARTIN, P.J., LE JAMBRE, L.F., CLAXTON, J.H. (1981):
The impact of refugia on the development of thiabendazole resistance in *Haemonchus contortus*.
Int. J. Parasitol. 11: 35-41
- MARTIN, R.J., ROBERTSON, A.P., BJORN, H.E. (1997):
Target sites of anthelmintics.
Parasitology 114: 111-124
- MATTHEWS, J.G. (1991):
Outline of clinical diagnosis in the goat.
Longman Publication, London, UK, S. 202-204
- MAVROGIANNI, V.S., FTHENAKIS, G.C., PAPADOPOULOS, E., SKOUFOS, J., CHRISTODOULOPOULOS, G., TZORA, A. (2004):
Safety and reproductive safety of moxidectin in goats.
Small Rumin. Res. 54: 33–41
- MÖNNING, B.R. (1994):
Perspektiven der Ziegenhaltung aus agrarpolitischer Sicht.
Dtsch. Schafzucht 86: 130-367
- MORITZ, E.I. (2005):
Ein Beitrag zum Befall mit Endoparasiten und zum Nachweis von Benzimidazolresistenzen bei Magen-Darm-Strongyliden der Schafe in Niedersachsen.
Vet. med. Diss., Tierärztliche Hochschule Hannover

- MORTENSEN, L.L., WILLIAMSON, L.H., TERRILL, T.H., KIRCHER, R.A., LARSEN, M., KAPLAN, R.M. (2003):
Evaluation of prevalence and clinical implications of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes in goats.
J. Am. Vet. Med. Assoc. 223: 495-500
- NEETZOW, E.-W., GRÄFNER, G., RADKE, W. (1966):
Beitrag zur Kokzidiose der kleinen Wiederkäuer.
Monatsh. Veterinärmed. 21, 466-469
- NÖLLER, W., SCHÜRJOHANN, S., VORDRODT, K. (1922):
Zur Kenntnis der Ziegen- und Schafkokzidiose.
Berl. Tierärztl. Wochenschr. 38, 193-198
- NORTON, C.C. (1986):
Coccidia of domestic goats, *Capra hircus*, with notes on *Eimeria ovinoidalis* and *Eimeria bakuenis* (*Eimeria ovina*) from sheep *Ovis aries*.
Parasitology 92: 279-289
- OTRANTO, D., TRAVERSA, D. (2002):
A review of dicrocoeliosis of ruminants including recent advances in the diagnosis and treatment.
Vet. Parasitol. 107, 317-335
- PAPADOPOULOS, E., MAVROGIANNI, V.S., PTOCHOS, S., TSAKALIDIS, S., FTHENAKIS, G.C. (2005):
Evaluation of the efficacy of moxidectin in a herd of goats after long-standing consistent use.
Small Rumin. Res. 57: 271-275
- PARAUD, C., KULO, A., PORS, I., CHARTIER, C. (2009):
Resistance of goat nematodes to multiple anthelmintics on a farm in France.
Vet. Rec. 164: 563-564
- PARAUD, C., PORS, I., REHBY, L., CHARTIER, C. (2010):
Absence of ivermectin resistance in a survey on dairy goat nematodes in France.
Parasitol. Res. 106: 1475-1479
- PARRISIUS, G. (1953):
Der Endoparasitenbefall bei Ziegen in verschiedenen Gegenden unter Berücksichtigung der jeweiligen Umweltfaktoren.
Berlin (FU), Veterinärmed. Diss.
- PEARSON, A.B., MCKENZIE, R. (1986):
Parasite control in fibre goats- results of a postal questionnaire.
N. Z. Vet. J. 34: 198-199
- PERBIX, C. (2008):
Die Resistenzlage von Magen-Darm-Strongyliden gegenüber Moxidectin in deutschen Schafherden.
Vet. med. Diss., Tierärztliche Hochschule Hannover

- POMROY, E., LAMBERT, M.G., BETTERIDGE, K. (1986):
Comparison of faecal strongylate egg counts of goats and sheep on the same pasture.
N.Z. Vet. J. 34, 36-37
- POMROY, W.E., WHELAN, N., ALEXANDER, A.M., WEST, D.W., STAFFORD, K.,
ADLINGTON, B.A., CALDER, M. (1992):
Multiple resistance in goat-derived *Ostertagia* and the efficacy of Moxidectin and
combinations of other anthelmintics.
N. Z. Vet. J. 40: 76–78
- POMROY, W.E. (2006):
Anthelmintic resistance in New Zealand: a perspective on recent findings and options for the
future.
N. Z. Vet. J. 54: 265-270
- PRICHARD, R.K., HALL, C.A., KELLY, J.D., MARTIN, I.C., DONALD, A.D. (1980):
The problem of anthelmintic resistance in nematodes.
Aust. Vet. J. 56: 239-51
- RABELER, M. (2011):
Untersuchung zum Vorkommen und zur wirtschaftlichen Bedeutung der Fasciolose in
Milchkuhherden Norddeutschlands.
Vet. med. Diss. JLU Giessen
- RAHMANN, G. (2000):
Biotoppflege als neue Funktion und Leistung der Tierhaltung – Dargestellt am Beispiel der
Kalkmagerrasenpflege mit Ziegen.
Verlag Dr. Kovac, Hamburg
- RAHMANN, G. (2003):
Landschaftspflege mit Ziegen. Die Pflege von Magerrasen kann für Öko-Betriebe
ökonomisch sein.
Lebendige Erde 2: 12-14
- REHBEIN, S., VISSER, M., WINTER, R. (1998a):
Helminthenbefall bei Ziegen in Deutschland
Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr. 111: 427-431
- REHBEIN, S., VISSER, M., WINTER, R. (1998b):
Endoparasiteninfektionen in Schafen auf der Schwäbischen Alb.
Dtsch. Tierärztl. Wochenschr. 105, 419-424
- REQUEJO-FERNANDEZ, J.A., MARTINEZ, A., MEANA, A., ROJO-VAZQUEZ, F.A.,
OSORO, K., ORTEGA-MORA, L.M. (1997):
Anthelmintic resistance in nematode parasites from goats in Spain.
Vet. Parasitol. 73: 83-88
- ROOS, M. H. (1990):
The molecular nature of benzimidazole resistance in helminths.
Parasitol. Today 6: 125-127

- SAHAGUN, A.M., TERAN, M.T., GARCIA, J.J., SIERRA, M., FERNANDEZ, N., DIEZ, M.J., (2000):
Subcutaneous bioavailability of levamisole in goats.
J. Vet. Pharmacol. Ther. 24: 439-442
- SANGSTER, N.C., RICKARD, J.M., HENNESSY, D.R., STEEL, J.W., COLLINS, G.H. (1991):
Disposition of oxfendazole in goats and efficacy compared with sheep.
Res. Vet. Sci. 51: 258-263
- SANGSTER, N.C., GILL, J. (1999):
Pharmacology of anthelmintic resistance.
Parasitol. Today 15: 141-146
- SAYIN, F., DINCER, S., MILLI, U. (1980):
The life cycle and pathogenicity of *Eimeria arloingi* (Marotel, 1905) Martin, 1909, in Angora kids and an attempt at its transmission to lambs.
Zentrabl.Veterinärmed. B 27: 382-397
- SCHAEFFER, J.M., HAINES, H.W. (1989):
Avermectin binding in *Caenorhabditis elegans* – a 2-state model for the avermectin binding-site.
Biochem.Pharmacol. 38: 2329-2338
- SCHERRER, A.M., POMROY, W.E., CHARLESTON, W.A.G. (1990):
Anthelmintic usage on goat farms in New Zealand. Results of a postal survey.
N. Z. Vet. J. 38: 133-135
- SCHEUERLE, M.C., MAHLING, M., PFISTER, K. (2009):
Anthelmintic resistance of *Haemonchus contortus* in small ruminants in Switzerland and Southern Germany.
Wien. Klin. Wochenschr. 121(Suppl. 3): 46-49
- SCHNYDER, M., TORGERSON, P.R., SCHÖNMANN, M., KOHLER, L., HERTZBERG, H. (2005):
Multiple anthelmintic resistance in *Haemonchus contortus* isolated from South African Boer goats in Switzerland.
Vet. Parasitol. 128: 285–290
- SCHOLTYSIK, G., STEUBER, S. (2002):
Antiparasitäre Chemotherapie.
In: FREY, H.H., LÖSCHER, W. (Hrsg.): Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin.
Enke Verlag, Stuttgart, 2. Aufl., S. 401-457
- SCHUSTER, R., NEUMANN, B.(1988):
Zum jahreszeitlichen Auftreten von *Dicrocoelium dendriticum* in Zwischenwirten.
Angew. Parasitol. 29: 31-36
- SCHUSTER, R. (1998):
Epidemiologie der Monieziose des Schafes.

Prakt. Tierarzt 79, 357-363

SCOTT, I., POMROY, W.E., KENYON, P.R., SMITH, G., ADLINGTON, B., MOSS, A. (2013):

Lack of efficacy of monepantel against *Teladorsagia circumcincta* and *Trichostrongylus colubriformis*.

Vet. Parasitol. 198, 166-171

SHORT, C.R., BARKER, A., HSIEH, L.C., OU, P., DAVIS, L.E., KORITZ, G., NEFF-DAVIS, C.A., BEVILL, R.F., MUNSIFF, I.J., SHARMA, G.C. (1987):

Disposition of fenbendazole in the goat.

Am. J. Vet. Res. 48: 811-815

SHORT, C.R., FLORY, W., HSIEH, L.C., BARKER, A. (1988):

The oxidative metabolism of fenbendazole: a comparative study.

J. Vet. Pharmacol. Ther. 11: 50-55

SILVESTRE, A., SAUVÉ, C., CABARET, J. (2000):

Caprine *Paramphistomum daubneyi* (Trematoda) infection in Europe.

Vet. Rec. 146, 674-675

SPREHN, C (1953/54):

Über einige wirtschaftlich wichtige Helminthen unserer Ziegen, Kaninchen und Meerschweinchen unter besonderer Berücksichtigung ihrer praktischen Bekämpfung.

Wiss. Z. Humboldt Univ. Berl. Math. Naturwiss 3: 85-88

THEODOROPOULOS, G., THEODOROPOULOU, E., PETRAKOS, G., KANTZOURA, V., KOSTOPOULOS, J. (2002):

Abattoir condemnation due to parasitic infections and its economic implications in the region of Trikala, Greece.

J. Vet. Med. B Infect. Dis. Vet. Public Health 49(6): 281-284

THUME, O. (1988):

Ziegen in Schafhaltungsbetrieben – nicht nur zur Aufzucht von Schaflämmern.

Dtsch. Schafzucht 80: 206-208

TORRES-ACOSTA, J.F.J., JACOBS, D.E. (1999):

Duration of activity of oral moxidectin against *Haemonchus contortus*, *Teladorsagia circumcincta* and *Trichostrongylus colubriformis* in goats.

Vet. Rec. 144: 648–649

TORRES-ACOSTA, J.F.J., HOSTE, H., (2008):

Alternative or improved methods to limit gastro-intestinal parasitism in grazing sheep and goats.

Small Rumin. Res. 77: 159–173

TSOTETSI, A.M., MBATI, P.A. (2003):

Parasitic helminths of veterinary importance in cattle, sheep and goats on communal farms in the northeastern Free State, South Africa.

J. S. Afr. Vet. Assoc. 74: 45-48

UNGEMACH, F. R. (2003):

Antiparasitika.

In: LÖSCHER, W., UNGEMACH, F.R., KROKER, R. (Hrsg.): Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren.

Verlag Paul Parey, Berlin, 6. Aufl. S. 248-278

URQUHART, G.M., ARMOUR, J., DUNCAN, J.L., DUNN, A.M., JENNINGS, F.W. (1987):
Veterinary parasitology.

Longman Scientific & Technical, Essex, England, 3rd Ed., S. 217-224

VALCARCEL, F., ROMERO, C.G. (1999):

Prevalence and seasonal pattern of caprine trichostrongyles in a dry area of central Spain.

J. of Vet. Med. 46, 673-681

VAN DEN BROM, R., MOLL, L., KAPPERT, C., VELLEMA, P. (2015):

Haemonchus contortus resistance to monepantel in sheep.

Vet. Parasitol. (im Druck) doi: 10.1016/j.vetpar.2015.02.026

VAN WYK, J.A. (2001):

Refugia—overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance.

Onderstepoort J. Vet. Res. 68: 55-67

VARADY, M., PRASLICKA, J., CORBA, J. (1994):

Treatment of multiple resistant field strain of *Ostertagia* spp. in Cashmere and Angora goats. Int. J. Parasitol. 24: 335–340.

VLASSOFF, A., KETTLE, P.R. (1983):

Infection of sheep with anthelmintic resistant nematodes from milking goats.

MAF Agricultural Research Division Ann. Report p. 204

WAGHORN, T.S., LEATHWICK, D.M., MILLER, C.M., ATKINSON, D.S. (2008):

Brave or gullible: testing the concept that leaving susceptible parasites in refugia will slow the development of anthelmintic resistance.

N. Z. Vet. J. 56: 158-163

WAGHORN, T.S., MILLER, C.M., OLIVER, A.M.B., LEATHWICK, D.M. (2009):

Drench-and-shift is a high-risk practice in the absence of refugia.

N. Z. Vet. J. 57 S. 359-363

WALLER, P.J. (1987):

Anthelmintic resistance and the future for roundworm control.

Vet. Parasitol. 25: 177-191

YVORE, P., ESNAULT, A., NACIRI, M. (1985):

La coccidiose caprine. Effect de contaminations mono ou multispecifiques.

Rec. Med. Vet. 161: 347-351

www.parasol-project.org, EU- 6th framework programme, 2009

8 Anhang

8.1 Fragebogen



GEORG-AUGUST-UNIVERSITÄT
GÖTTINGEN



Fragebogen für Ziegenhalter zu Wirksamkeit und möglichen Nebenwirkungen von Entwurmungsmitteln

Forschungsprojekt des Departments für Nutztierwissenschaften, Universität Göttingen in Zusammenarbeit mit dem Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL)

Kontakt:

Department für Nutztierwissenschaften
Georg-August-Universität Göttingen
Albrecht-Thaer-Weg 3
37075 Göttingen
Fax 0551/39-5587

Tierarzt Sören Düvel
Tel. 0551/39-5612
Email: sduevel@gwdg.de

Prof. Dr. Dr. Matthias Gauly
Tel. 0551/39-5602
Email: mgauly@gwdg.de

Dr. Eva Moors
Tel. 0551/39-5613
Email: emoors@gwdg.de

Wir bedanken uns im Voraus ganz herzlich bei allen ZiegenhalterInnen für Ihre Mithilfe! Die Beantwortung des Fragebogens ist OHNE Adressangabe möglich! Einsendeschluss ist der 31. August 2010. Wenn Sie jedoch eine kostenlose Kotuntersuchung durchführen lassen möchten, tragen Sie bitte am Ende Ihre Anschrift ein. Bei Rückfragen stehen wir Ihnen jederzeit gerne zur Verfügung.

ALLGEMEINES

A Angaben zu Ihrem Betrieb

1. Bestand

Anzahl Ziegen _____

Anzahl Jungtiere (< 9 Monate) _____

Anzahl Zuchtböcke _____

2. Gehaltene Rasse(n) (Bitte nennen)

3. Schwerpunkt der Ziegenhaltung (Mehrfachnennung möglich)

- ☐ Fleischerzeugung
- ☐ Milcherzeugung
- ☐ Landschaftspflege
- ☐ keine Nutzung
- ☐ Anderes _____

4. Bewirtschaftungsart

- ☐ Ökologisch
- ☐ Konventionell

5. Ziegen sind in Ihrem Betrieb

- ☐ Vollerwerb
- ☐ Nebenerwerb
- ☐ Hobby

B Haltungssystem und Weidemanagement

1. Stall

- ☐ keine Stallhaltung (weiter bei Frage 3)
- ☐ Stall, ganzjährig
- ☐ Stallhaltung von _____ bis _____ (Monat)

1 a. Auslauf

- ☐ kein Auslauf
- ☐ Auslauf immer zugänglich
- ☐ Auslauf nur tagsüber
- ☐ Auslauf nur nachts

2. Entmistung _____ mal pro Jahr

3. Weidegang

- ☐ ganzjährig
- ☐ ganzjährig nur tagsüber
- ☐ ganzjährig nur nachts
- ☐ Saisonal von _____ bis _____ (Monat)
 - ☐ und nur tagsüber
 - ☐ und nur nachts

☐ Andere _____

4. Den Ziegen zur Verfügung stehende Weidefläche

_____ ha



GEORG-AUGUST-UNIVERSITÄT
GÖTTINGEN



5. Beweidungsform

- ☐ Portionsweide (= tägliche Zuteilung der Weide)
☐ Wechselweide (= 2 bis 3 Weiden im Wechsel)
☐ Koppelhaltung (= 4 bis 8 Weiden im Wechsel)
☐ Standweide (= Tiere wechseln die Weide nie)

6. Weiden auch andere Tiere auf diesen Flächen?

- ☐ nein
☐ ja, nämlich _____

7. Weidepflege

- ☐ wird nicht durchgeführt
☐ wird durchgeführt, nämlich _____

BEFALL MIT PARASITEN

C Gesundheitsmanagement

Wie ist Ihre Einschätzung?

1. Folgende Infektionen mit Parasiten sind in meinem Bestand?

	Schon einmal aufgetreten	Immer mal wieder ein Problem	Noch nie nachgewiesen worden
Innenparasiten			
Magen-Darm-Würmer	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Leberegel	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Bandwürmer	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Einzeller (Kokzidien/Eimerien)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Lungenwürmer	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Andere _____	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Außenparasiten			
Milben	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Läuse	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Haarlinge	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Andere _____	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

2. Regelmäßige Maßnahmen gegen Parasiten
(Zutreffendes bitte ankreuzen)

- ☐ Verabreichen von Medikamenten
☐ Verabreichen von Hausmitteln
☐ Weidehygiene
☐ Stallreinigung/-desinfektion
☐ Andere _____

D Behandlung gegen Magen-Darm-Würmer

1. Führen Sie Kotuntersuchungen zum Erkennen eines Parasitenbefalles durch?

- ☐ nie
☐ 1 x pro Jahr
☐ seltener als 1 x pro Jahr
☐ häufiger als 1 x pro Jahr
☐ vor jeder Entwurmung
☐ nach jeder Entwurmung

2. Woher beziehen Sie die Information zu Dosierung und Anwendungsweise von Entwurmungsmitteln?
(Mehrfachnennung möglich)

- ☐ Tierarzt/Tierärztin
☐ Kollegen
☐ Fachzeitschriften
☐ Bücher
☐ Packungsbeilage
☐ eigene Erfahrung
☐ Internet
☐ Andere _____

3. Wie entwurmen Sie Ihre Tiere?
(Behandlung gegen Magen-Darm-Würmer)

- ☐ regelmäßig alle Tiere
 Wie oft? Wann? _____

- ☐ regelmäßig, aber nur Teile der Herde
(z.B. nur Lämmer)

Welche Tiere? _____

Wie oft? _____

Wann? _____

- ☐ nur nach Bedarf; dann aber alle Tiere
 Wie oft? _____
 Wann? _____

- ☐ nur nach Bedarf ausgewählte Tiere
 Welche? _____
 Wie ausgewählt? _____
 Wie oft? _____
 Wann? _____



GEORG-AUGUST-UNIVERSITÄT
GÖTTINGEN



4. Welche(s) Medikament(e) nutzen Sie derzeit zur Entwurmung Ihrer Ziegen?

Präparat (Name) _____

Wirkstoff (falls bekannt) _____

Dosierung (wichtig!) _____

5. Nutzung des Entwurmungsmittels

☐ ich nutze das Mittel seit _____ ohne Wechsel

☐ es findet ein regelmäßiger Wechsel des Mittels statt
Wie oft? _____

Vorher habe ich _____
(Präparat oder Wirkstoff) verwendet.

6. Ermitteln Sie die Gewichte der Tiere vor einer Entwurmung?

☐ nein

☐ ja ☐ durch Schätzung

☐ Wiegen einzelner Tiere

☐ Wiegen aller Tiere

7. Wie berechnen Sie die Dosierung des Entwurmungsmittels?

☐ einheitliche Menge für alle

☐ nach Durchschnitt der Rasse

☐ nach Durchschnitt der Herde

☐ nach schwächstem Tier

☐ nach stärkstem Tier

☐ Dosierung nach individuellen Gewichten der Tiere
(jedes Tier bekommt eine andere Menge)

☐ Andere _____

8. Wie wird das derzeitige Entwurmungsmittel verabreicht?

☐ direkt ins Maul/oral (z.B. mit Drench-Pistole)

☐ über das Futter

☐ Injektion in den Muskel (intramuskulär)

☐ Injektion unter die Haut (subkutan)

☐ auf den Rücken (pour on)

☐ Andere _____

9. Anwendung des Medikaments

☐ durch den Tierarzt/Tierärztin

☐ ich gebe das Medikament selbst

E Nebenwirkungen

1. Unerwünschte Reaktionen auf ein verabreichtes Entwurmungsmittel

☐ sind bisher nicht aufgefallen

☐ treten regelmäßig auf

☐ treten selten auf

2. Wenn Nebenwirkungen auftreten, dann bei

☐ Verabreichung direkt ins Maul/oral

☐ Gabe über das Futter

☐ Injektion in den Muskel (intramuskulär)

☐ Injektion unter die Haut (subkutan)

☐ Verabreichung auf den Rücken (pour on)

☐ Andere _____

☐ kein Zusammenhang mit Form der Verabreichung

3. Folgende Nebenwirkungen auf Entwurmungsmittel habe ich beobachtet.

(Zutreffendes bitte ankreuzen/ eintragen)

	nie	selten	oft	Wann nach Gabe?	Wie viele Tiere betroffen?
Veränderungen am Tier					
Husten	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Hecheln	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Tier wirkt ruhiger	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Tier wirkt aufgeregter	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Veränderter Gang	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Veränderte Haltung	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Speicheln	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Durchfall	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Andere _____	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Veränderungen an der Einstichstelle/an der Stelle des Kontakts					
Rötung	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Schwellung/ Abszesse	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Juckreiz	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____
Andere _____	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____	_____



GEORG-AUGUST-UNIVERSITÄT
GÖTTINGEN



F Wirksamkeit des Medikaments

1. Das eingesetzte Entwurmungsmittel

- ☐ scheint wirksam
☐ scheint wenig wirksam
☐ scheint nicht wirksam
☐ kann ich nicht sagen

2. Die Wirksamkeit des Medikaments wurde überprüft

- ☐ nein
☐ ja
☐ durch Kotuntersuchung
☐ anhand des Haarkleides
☐ durch die Gewichtsentwicklung
☐ Andere _____

3. Frühere Erfahrungen mit (anderen) Entwurmungsmitteln.

Sehr gute Erfahrung habe ich gemacht mit
 _____ (Präparatename)
 in Dosierung _____

3 a. Was war der Grund für die positive Erfahrung?

4. Sehr schlechte Erfahrungen habe ich gemacht mit
 _____ (Präparatename)

in Dosierung _____

4 a. Was war der Grund für die negative Erfahrung?

G Sonstige Anmerkungen

Hier können Sie noch einmal ganz frei Ihre Erfahrungen, Meinung und Verbesserungswünsche zur Ziegenentwurmung äußern.

Bitte nennen Sie uns zur Auswertung noch Ihre Postleitzahl

PLZ _____

Vielen Herzlichen Dank für Ihre Mithilfe!

☐ Ich möchte eine kostenlose Wirksamkeitsuntersuchung meines Entwurmungsmittels durchführen lassen. (Sie bekommen daraufhin eine Beschreibung des Prozedere und eine Anleitung zur Kotprobenentnahme von uns zugesandt.)

Meine vollständige Adresse lautet (nur notwendig für die kostenlose Kotuntersuchung):

Name: _____
 Straße, Nr.: _____
 PLZ, Ort: _____
 Land: _____

Bitte schicken Sie den ausgefüllten Fragebogen bis zum 31. August 2010 an folgende Adresse, Faxnummer oder per E-Mail:

Department für Nutztierwissenschaften
 Georg-August-Universität Göttingen
 z.Hd. Herrn Sören Düvel
 Albrecht-Thaer-Weg 3
 37075 Göttingen
 Deutschland
 Fax +49(0)551-39-5587
 E-Mail: sduevel@gwdg.de

Ansprechpartner:

Sören Düvel +49(0)551/39-5612
 Dr. Eva Moors +49(0)551/39-5613
 Prof. Dr. Dr. Matthias Gauly +49(0)551/39-5602

8.2 Pharmakovigilanz-Meldungen an das BVL zwischen 2005 und 2011

Inland /
KI. Wdk.
/ QP*

Animal

BVLcase number Uniquecase registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Animaladverse reaction Startdate -VedDRA termcode	Serious
2100708-020905 R051758 Environmentalissue 2005-09-02	Ovine/sheep	0 0 0	Unknown	Sebacil CA : A - Probable	708.00.00 2005-08-27	2005-08-27 -Found dead	Yes
<p>Narrativetext including clinical: AtAugust 27 2005 a sheep owner dipped his sheep in a 5000 litre dip with Sebacil EC 50. The dip was prepared in an old fish pond. This fish pond was not leekproof and an unknown amount of Sebacil solution leaked into a runnel nearby by mistake. Nothing is known about the concentration of the dip. The runnel meets a small brook and an unknown number of fish (lamprey, moray, trout) died around the estuary. The MAH discussed the issue with the local competend authority for environmental issues (Umweltamt Lippe) and it was decided to suspend the consumption of fish of the affected runnel for six weeks. The local competend authority for environmental issues (Umweltamt Lippe) will take the respective measures.</p>							
2134060-210905 FDAHDE 438 Lackof expected efficacy 2005-09-21	Ovine/sheep -Merino, Merinos	100 20 1	Unknown min 10 kg max 100 kg min0.4 Year(s) max6 Year(s)	Cydecitin0,1% orale Loesung fuer Schafe CA : O - Unclassifiable/unassessable MAH: O - Unclassifiable/unassessable	34060.00.00	2004-08-01 -Weight loss -Weakness -Anaemia NOS -Oedema NOS (see other SOC for specific oedemas) -Lethargy (see also Central nervous system depression in 'Neurological')	Yes
<p>Narrativetext including clinical: Sequenceof events: Veterinarian reports ongoing parasitic burden of mainly Haemonchus contortus despite treatment with Cydecitin oral solution every 2-3 months and refers mainly to a post-mortem investigation of a dead sheep from 18 Aug. 2004. treatment of reaction: unknown. Principal sign: weight loss and weakness ar anaemia and oedema, lethargy, dark faeces or sudden death..Laboratory results of 17. Aug. 2004: Anaemia and endoparasitic burden in abomasum i.e. Haemonchus contortus.</p>							
2134060-130106 FDAHDE 476 Safetyissue 2006-01-13	Ovine/sheep -Merino, Merinos	9 9 1	Female 70 kg max 75 kg min 5 Year(s) max7 Year(s)	Cydecitin0,1% orale Loesung fuer Schafe Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	34060.00.00 2005-10-22	2005-10-24 -Ataxia -Recumbency -Death	Yes
<p>Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: deworming. 9 sheep were treated with 15 ml Cydecitin on 22. Oct. 2005 by owner. Two days post treatment sheep had ataxia and were lying down, clear sensorium, one sheep died. laboratory results: decreased calcium, increased CK.</p>							

Animal

BV/Case number Uniquecase registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposed no. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Animaladverse reaction Startdate -VedDRA termcode Serious
2134060-250906 FDA/DE 499 Safety/issue 2006-09-25	Ovine/sheep	30 4 4	Unknown min 30 kg max 40 kg 6 Month(s)	Cydectin0,1% orale Loesung fuer Schafe CA : O - Unclassifiable/unassessable MAH: O - Unclassifiable/unassessable	34060.00.00 2006-08-01	2006-08-01 -Diarrhoea -Weight loss -Death Yes
				Cestocur Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	400052.00.00	
	Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: deworming. Sequence of events: 30 lambs were treated with "Cydectin 0.1% orale Loesung fuer Schafe" and "Cestocur" at the beginning of August 06. The lambs had diarrhoea and severe weight loss 4-5 weeks after treatment. A faeces sample showed high-grade strongyle gastrointestinal infestation. 4 lambs died.					
2101875-280906 1201875-280906 Safety/issue 2006-09-28	Ovine/sheep -Texel	200 95 80	Mixed min10 kg max 20 kg min6 Week(s)	Valbazen10% Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable MAH: N - Unlikely	1875.00.00 2006-05-21 No	2006-05-21 -Hypersalivation -Muscle tremor -Convulsion Yes
	Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: deworming. 200 lambs were treated orally with 1 ml of the product. 95 lambs reacted 24 hours after treatment and showed tremor, salivation and tonic-clonic convulsions over 5 to 6 hours. 15 lambs recovered and 80 lambs died. Pathologic findings: animals in poor to fair condition, parasitic findings (coccidiosis), diarrhoea, liver with necrotic herds and desquamativ pneumonia (heist grub).					
2126824-071106 2006-DE-00097 Safety/issue 2006-11-07	Ovine/sheep -Suffolk	15 15 3	Unknown	Valbazen1.9% Oraluse CA : B - Possible	5474.01.00	2006-10-10 -Ataxia -Muscle tremor Yes
	Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: ectoparasitica. 15 Suffolk sheep got Valbazen. 2 - 3 hours after administration all sheep showed signs of tremor and ataxia over 5 days (ataxia, muscle tremor). 3 sheep died.					
DE-BVL-2007-0058 DE2007-00015 Safety/issue 2007-01-01	Ovine/sheep	10 10 7	Unknown	Systamex Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	125.00.00 2007-02-23 Yes	2007-02-25 -Bloody diarrhoea -Death Yes
	Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: deworming. A herd of sheep (no exact number of animals known) was treated prophylactically with Systamex, no worm infestation was noticed. 2 days after treatment 10 animals fell ill, 7 died, 3 recovered. for 2 sheep a pathological examination was performed and showed bloody enteritis. It was also reported that the feeding of the animals hasn't been changed recently, that the sheep had no acidosis and that they had received a footbath before. Followup 14 March 2007: Result of pathological examination: no special findings. In one sheep, the parasitological examination revealed a slight infestation of gastro-intestinal strongylides. No infection could be diagnosed as possible reason for the adverse event. suspected intoxication or incompatibility reactions. No concurrent medication and treated with the product before without showing any adverse reaction.					

Animal

BVLcase number Uniquecase registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Animaladverse reaction Startdate -VedDRA termcode	Serious
DE-BVL-2007-0161 2007DE00012 Safetyissue 2007-05-14	Ovine/sheep -Merino, Merinos	30 10 7	Mixed min25 kg max 30 kg 3Month(s)	Ripercoldrench Oraluse CA : B - Possible MAH: B - Possible	4358.00.00 2007-04-24 No	2007-04-25 -Head shake (but see also LLT 'Head tremor' in SOC'Neurological disorders') -Muscle tremor -Tachypnoea	Yes
Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: deworming. 30 sheep were treated orally with 5 ml of a Dilution of the product (1 part product plus 2 parts water) once. After an unknown time 10 animals showed muscle tremor, trashed around beating head, tachypnoea, chests hyperinflated and the animals became immobilized and 7 died shortly after. No treatment was made and no necropsy performed. off label use (only half recommended dose).							
DE-BVL-2007-0438 3893.00.00-001 Safetyissue 2007-09-10	Ovine/sheep	173 81 81	Female 40kg 6Month(s)	Levamisol10 Subcutaneoususe CA : B - Possible	3893.00.00 2007-08-31 No	2007-09-02 -Death	Yes
Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: prophylactic deworming 170young 6 month old female sheep and three mother animals were treated by the animal owner via multidose syringe. 80 young animals and one mother animal died within 2 days after application of the pharmaceutical product. The animals were treated by livestock owner. A syringe for application of vaccine was used. The animals died suddenly without showing physical signs before. Bloody foam came out of their noses.							
R023373 Lackof expected efficacy 2007-11-20	Ovine/sheep -Merino, Merinos	100 0 0	Unknown	Cestocur MAH: O2 - Unclassifiable/unassessable (unclassified)	400052.00.00	-Lack of efficacy	No
Narrativetext including clinical: 100lambs were treated with Cydectin and Cestocur on 20.-25.04.2002. At slaughter of the lambs about 1.5 weeks later individual lambs showed still infestation with adult tapeworms (1 m length). Retreatment with Systemax. Lambs only grazing on time per years at the same place (hazelnut plantation).							
DE-BVL-2008-0438 2008-DE-00015 Safetyissue 2008-03-07	Caprine/goat	1 1 0	Female	Panacur Tabletten 250 mg Oraluse CA : B - Possible	400189.00.00 No	2008-03-07 -Abortion	Yes
Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: unknown. Abortion two days after treatment.							

Animal

BVLcase number Uniquecase registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Animaladverse reaction Startdate -VedDRA termcode Serious
DE-BVL-2008-0688 DE-SPAH-DE2008-00070 Lackof expected efficacy 2008-04-15	Ovine/sheep -Blackface	130 14 12	Unknown 70kg	Systamex Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	125.00.00 2008-03-18 Yes	2008-03-19 -Lack of efficacy -Hypersalivation Yes
<p>Narrativetext including clinical: exactreaction date unknown. Efficacy</p> <p>Ananthelmintic treatment is made in a herd of 130 sheep4 x per year . Last year this was made with Panacur. This year they ahve started with Systamex.. No improvement after Systamex treatment. 14 animals showed salivation and loss of weight. 12 animals died.</p> <p>Therest of the herd was retreated successfully with Dectomax.</p> <p>Inthe examination of the faeces severe endoparasitic infestation.</p> <p>Afollow-up will be provided for the outstanding pathological examination report</p> <p>*State of health at time of treatment: poor</p> <p>*Reason(s) for treatment: endoparasitic treatment</p> <p>Follow-upApril 28, 2008:</p> <p>Apathologic examination was conducted in 2 sheep.</p> <p>Causeof death was a severe endoparasitosis and anemia because of Haemonchus contortus.</p>						
DE-BVL-2008-1007 DE-Pfz-2008-0249 Safetyissue 2008-06-11	Ovine/sheep	800 4 4	Unknown 3Month(s)	Valbazen1.9% CA : O - Unclassifiable/unassessable MAH: O1 - Unclassifiable/unassessable (inconclusive)	5474.01.00 2008-05-26 No	2008-05-30 -Enteritis -Death Yes
<p>Narrativetext including clinical: Reason(s)for treatment: tapeworms Aflock of sheep and lambs was treated with Valbazen 1.9 % at May, 26th 2008. At May, 30th some animals had massive diarrhoea and tapeworms dropped out. 4 animals died.</p> <p>Laboratoryresults confirmed coccidial enteritis, purulent necrotising enteritis (bacillus) and suspicion of pulpy kidney disease.</p>						
DE-BVL-2008-1988 DE2006-00099 Lackof expected efficacy 2008-09-02	Ovine/sheep	800 160 0	Unknown	Systamex Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	125.00.00 2006-05-05	2006-06-02 -Lack of efficacy No
<p>Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: unknown Lackof efficacy</p>						

14.10.201110:28:26

Animal

BVLcase number Uniquecase number information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Startdate -VedDRA termcode	Animaladverse reaction Serious
DE-BVL-2008-1989 DE2007-00015 Safetyissue 2008-09-02	Ovine/sheep	10 10 7	Unknown	Systamex Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	125.00.00 2007-02-01	2007-02 -Gastroenteritis -Death	Yes
Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: unknown							
Gastroenteritis, Death							
DE-BVL-2008-1562 JC-2008-DE-00123 Safetyissue 2008-09-29	Caprine/goat	140 40 10	Mixed 10kg	Flukiver Oraluse CA : A - Probable MAH: A - Probable	30725.00.00 2008-09-16 No	2008-09-18 -Blindness -Death -Death by euthanasia -Ataxia -Respiratory distress	Yes
Narrativetext including clinical: Reason(s)for treatment: Deworming Nolab tests were performed due to the owner's wishes. No pathology exams were done.							
E-BVL-2009-0381 DE-BVL-2009-0381 Safetyissue 2009-02-15	Ovine/sheep -Blackface	6 5 2	Unknown 30kg 9Month(s)	RipercolDrench Oraluse CA : A - Probable MAH: A - Probable	4358.00.00 2009-02-15 No	2009-02-15 -Recumbency -Torticollis -Ataxia -Tonic-clonic seizure -Shivering -Drunkengait -Death -Hypersalivation	Yes

	<p>Narrativetext including clinical:</p> <p>Reasonfor treatment: deworming</p> <p>At15th February 2009 six Scottish Blackface sheep were treated with 10 ml Ripercol Drench orally for deworming. Sheep were very skinny and had positive faeces test result. Approximately one hour after treatment 5 sheep started shivering and showed unstable gait. Sheep had tonic-clonic seizure, ataxia, recumbency, torticollis. Two sheep died with 30 minutes.</p> <p>Narrativerreceived from MAH:</p> <p>Sixlambs approx. 9 months old and weighing 30 kg had shown poor weight gain and were subsequently dewormed by the owner with Ripercol. 10 mls were applied to each lamb and within 30 minutes to an hour after treatment, 5 of the 6 lambs began showing side effects such as trembling, ataxia, dyspnea, foaming at the mouth, began gasping for breath and 2 of the 5 died within approx. 10 min after the presentation of symptoms. The vet treated the surviving 3 lambs with Diazepam and Scilla (Plantavet). Two of the lambs which had only shown ataxia improved within 5 minutes of treatment. The remaining lamb had collapsed before treatment but fully recovered the same evening a few hours after treatment. The surviving lambs all made a complete recovery overnight.</p>
--	--

14.10.201110:28:27

ANHANG

Animal

BVLcase number Uniquecase registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Animaladverse reaction Startdate -VedDRA termcode Serious
DE-BVL-2009-0609 DE-BVL-2009-0609 Safetyissue 2009-03-19	Caprine/goat -Dwarf Goat	8 2 0	Mixed min30 kg max 50 kg 6	PanacurBoli 250 Intraruminaluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	26616.01.01 2009-02-16	No -Abnormal pupil light reflex -Anorexia -Ataxia
<p>Narrativetext including clinical:</p> <p>Reasonfor treatment: deworming (prophylaxis) Eightdwarf goats (siblings) were treated with Panacur Boli 250 at 16.02.2009 for deworming. 3 days later 2 goats had central nervous symptoms (malfunction of pupil light reflex, ataxia, recumbency, anorexia).</p>						
DE-BVL-2009-0865 DE-MER-2009-1531 Safetyissue 2009-04-27	Ovine/sheep -Ile de France	1 1 1	Female 75kg 2Year(s)	Ivomec(Ivermectin, MSD) Cutaneoususe CA : O - Unclassifiable/unassessable	2353.00.00 2009-04-14 No	Yes -Death -Hypersalivation
<p>Narrativetext including clinical:</p> <p>Reason(s)for treatment: Deworming On14.04.2009 the vet treated 5 Ile de France sheep with IVOMEC R, 1ml/50kg. One female sheep, 2 years, 75-80 kg, last birth 4 weeks ago, lay down half an hour later and was foaming at the mouth. Another hour later she was dead.</p> <p>*State of health at time of treatment: good</p>						
DE-BVL-2009-0932 DE-SPUK626AH-DE2009-00072 Lackof expected efficacy 2009-05-07	Ovine/sheep -Crossbred	120 3 3	Mixed min20 kg max 20 kg min1 Month(s)	Systamex Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable MAH: O1 - Unclassifiable/unassessabl	125.00.00 2009-04-25 Yes	Yes -Lack of efficacy -Diarrhoea -Death
<p>Narrativetext including clinical:</p> <p>Reasonfor treatment: unknown AdverseEvent 120sheep were treated with Systamex Suspension on 25 Apr 2009. On 26 Apr 2009, 3 treated lambs (unspecified crossbred; 1 male, 2 female) showed severe diarrhoea and</p>						
DE-BVL-2009-1086 DE-IVT-2009-DE-00298 Lackof expected efficacy 2009-05-26	Caprine/goat -unknown	3 1 1	Male	PanacurBoli 250 Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable	26616.01.01 2009-04-06 No	Yes -Lack of efficacy -Death
<p>Narrativetext including clinical:</p> <p>Reason(s)for treatment: Against parasites Amale goat was treated with Panacur Boli 250 mg on 6 Apr 2009 together with 2 further goats. The goat was strongly infected with endoparasites. A faeces test revealed trychostrongilidae, coccidia etc. The goat had been in a critical health condition at the time of treatment. On 7 Apr 2009, the goat died. The other goats presented no clinical signs. This case describes an off-label use, because the product is not registered for use in goats.</p> <p>*State of health at time of treatment: critical</p>						

14.10.201110:28:27

ANHANG

Animal

BV/case number Unique case registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposed no. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administration route Assessment/classification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Start date -VedDRA termcode	Animal adverse reaction Serious
DE-BVL-2010-0302 DE-aM-2010-0009 Safety issue 2010-03-02	Caprine/goat	18 18 12	Mixed 30kg	Albendazol 10% Suspension Oral use CA : O - Unclassifiable/unassessable	3100404.00.00 2009-11-20 No	2009-11-23 -Paralysis -Unexplained death	Yes
<p>Narrative text including clinical:</p> <p>Animal owner administered in last year's autumn Albendazol 10% Suspension for antiparasitic treatment to some of her animals (mostly juvenile). The VMP used was a remainder of stock which was received from the former vet of the farm.</p> <p>A few days after treatment all 18 animals showed paralysis and an other vet diagnosed suspicion on botulism. In spite of veterinary care 12 animals died. Conducting research regarding the cause of death, animal owner recognized the VMP canister was expanded and frizzled when opened. Following that, a bacterial examination of VMP rest for clostridium was negative.</p> <p>Noncropsy was done and the VMP rest was not chemically analysed.</p> <p>TheaniMedica received a letter from the lawyer of the animal owner who suspects a causal relationship between treatment and death of animals. She claims for recourse.</p> <p>MAH states that lot had been comprehensively examined. No abnormalities have been found.</p> <p>The suspicion of animal owner's lawyer goats could have poisoned through contaminated VMP with clostridium which leads to botulism and death was not endorsed.</p>							
*State of health at time of treatment: good							
DE-BVL-2010-2596 2009-DE-00283 Lack of expected efficacy 2010-07-30	Ovine/sheep	10 10 0	Unknown min 3 Month(s) max 36 Month(s)	Panacur Suspension 10% Oral use CA : O - Unclassifiable/unassessable	6489047.00.00 2009-04-10 No	2009-05-01 -Abnormal test result -Lack of efficacy	No
<p>Narrative text including clinical:</p> <p>Reason for treatment: prophylaxis against worms</p> <p>10 sheep were treated with Panacur Suspension 10% for routine deworming (performed in rotation with Cydectin). The product is used as 5% suspension (tapeworm dosing). In the beginning of May 2009, faeces testing was conducted and revealed high-grade infestation of gastro-intestinal worms and larvae, respectively. The animals showed no clinical signs. Further examinations are planned. This case represents an off-label use, because Panacur Suspension 10% is not registered for the use in sheep: Lack of efficacy: Abnormal test result.</p>							

ANHANG

Animal

BVLcase number niqucase registration number ype of information in report Case sceipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Suspect drugs Authorization number Treatment start date Use according to label	Animaladverse reaction Startdate -VedDRA termcode Serious
DE-BVL-2010-2078 DE-JANSSEN-2010-DE-00035 Safetyissue 2010-09-28	Ovine/sheep	110 50 2	Female min 50 kg max 60 kg 10Week(s)	FlukiverCombi Oraluse CA : N - Unlikely MAH: N - Unlikely	401206.00.00 2010-09-14	2010-09-15 -Unexplained death -Diarrhoea Examined at the mouth
<p>Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: deworming</p> <p>Onthe 14th Sept the farmer treated her sheep herd (110 lambs) with flukiver combi. On the 15th Sept she found two lambs death on the pasture. The lambs foamed at their mouth. Close after treatment approximately 50 lambs showed clinical signs of diarrhoea.</p> <p>Pathologyresults showed infection with Clostridium septicum as well as Cl. perfringens as causal agents of these symptoms as well as the expected pathology leading to diarrhoea and death in these animals effected.</p> <p>[Reasonfor use for product: Generic:CLOSANTEL SODIUM + MEBENDAZOLE Brand: FLUKIVER COMBI Reason:Deworming of the sheep herd]</p>						
DE-BVL-2010-2123 DE-BVL-2010-2123 Safetyissue 2010-10-19	Ovine/sheep -Merino-Crossbreed	21 6 0	Female 25kg	Levamisol100 mg/ml Injektionslösung f r Rinder, Schweine, Schafe Intramuscularuse CA : B - Possible	3893.00.00 ü 2010-10-15 Yes	2010-10-15 -Hind limb paresis No
<p>Narrativetext including clinical: Reason(s)for treatment: deworming</p> <p>21sheep were treated with Levamisol 100 mg/ml intramuscularly on 15/10/2010. Approx. 30 minutes after treatment, one sheep showed lameness at hind limb. In the afternoon, two more sheep showed these symptoms. At the weekend 3 other sheep showed lameness at the hind limb. All animals were not able to stand on their claws, but walked on fellocks. Pain was not observed. All animals showed normal feed and water intake.</p> <p>Atthe injection side mild development of heat was ascertained, but no swelling or pain. Until today the lameness continues in all animals, but condition improved in 5 out of 6 sheep.</p>						

Animal

BVLcase number Uniquecase registration number Type of information in report Case receipt	Species -Breeds	Exposedno. Affected no. Outcome died	Sex Weight [kg] Age	Suspect drugs			Animaladverse reaction	
				Brandname Administrationroute Assessmentclassification	Authorization number Treatment start date Use according to label	Startdate -VedDRA termcode	Serious	
DE-BVL-2011-2059 DE-aM-2011-0017 Safetyissue 2011-06-08	Ovine/sheep	15 14 7	Mixed 2Month(s)	Albendazol10% Suspension aniMedica Oraluse CA : O - Unclassifiable/unassessable MAH: N - Unlikely	3100404.00.00 2011-05-09 No	2011-05-10 -Diarrhoea -Weight loss -General hair loss -Apathy	Yes	
Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: prophylactic treatment against gastro-intestinal parasites								
Oneday after the deworming, which had been done by the animal owner, 14 of the 15 lambs showed diarrhoea and poor general condition. The vet diagnosed coccidiosis and treated the lambs with anticoccidia and antibiotics and rehydration. Nevertheless 7 lambs died, the other 7 lambs showed weight and wool loss for longer than 2 weeks. It is known that nearly 100% of sheep have coccidia. Stressful situations typically cause an outbreak of coccidiosis. This disease presents itself typically as severe diarrhoea, inappetance, dullness, dehydration, weight loss, wool breaking and sometimes death.								
DE-BVL-2011-2829 DE-PVZ2-2011-0005 Safetyissue 2011-07-25	Caprine/goat	3 1 0	Female 30kg	PanacurBoli 250 Oraluse CA : B - Possible	26616.01.01 2011-07-01 No	2011-07-02 -Shivering -Anorexia	Yes	
Narrativetext including clinical: *Reason(s) for treatment: deworming prophylaxis								
Thegoat was treated on July 01. On Jul 02 the owner found the goat in a weakened condition. The goat did not eat anything and was shivering all over the body. The goat could hardly stand up. In the faeces of the animal dead worms were found. The following day the animal was again in better condition.								
DE-BVL-2011-3592 DE-NLINTVINT-2008-DE-10186 Lackof expected efficacy 2011-08-09	Ovine/sheep -Merino, Merinos	1000 1000 10	Mixed min2 Month(s) max60 Month(s)	Systamex Oraluse CA : B - Possible	125.00.00 2008-06-01	2008-06 -Lack of efficacy	Yes	
Narrativetext including clinical: Reasonfor treatment: unknown								
Efficacy of sheep had been treated with Systamex. 50% of the animals developed despite of the treatment signs (weight loss) of parasite infestation. 5-10 animals (the vet wasn't sure about the real number) died. The necropsy results showed massiv Haemonchus contortus.								

9 Erklärung

„Ich erkläre:

Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.“

10 Danksagung

Nach vielen Jahren intensiver Arbeit liegt sie nun vor Ihnen: meine Dissertation.

Nun möchte ich mich bei denjenigen Bedanken, die mich in dieser herausfordernden und teilweise erschöpfenden, aber auch ungemein lohnenden Phase meines Lebens begleitet haben.

Zu besonderem Dank bin ich meinen Professoren verpflichtet.

Herr Prof. Gauly hat mir das interessante Thema überlassen, sich um die Finanzierung des Projektes gekümmert und mir die nötige Freiheit zu selbstständiger wissenschaftlicher Arbeit gelassen.

Natürlich bin ich auch Frau Professorin Taubert für die Annahme und Unterstützung des Themas und dieser externen Arbeit zu Dank verpflichtet.

Mein ganz besonderer Dank gilt aber Herrn Professor (h.c.) Christian Bauer. Bereits während der praktischen Phase der Arbeit hatte er stets ein Ohr für meine Fragen und hat die Arbeit in die richtigen Bahnen gelenkt. Für seine umfassende Betreuung und die langwierige und arbeitsintensive Korrektur, Revision und Kürzung meiner schriftlichen Arbeit möchte ich mich noch einmal ganz besonders bedanken.

Ohne Sie wäre diese Arbeit nicht zum Abschluss gekommen.

Dem Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL) danke ich für die finanzielle Unterstützung während meiner Promotionstätigkeit.

Ebenso geht mein Dank an meine ehemaligen Kommilitonen und alle Mitarbeiter des Department für Nutztierwissenschaften der Universität Göttingen, die mich in den vergangenen Jahren bei Betriebsbesuchen und Probeentnahme, sowie bei der Untersuchung von mehreren tausend Kotproben und mit viel Motivation unterstützt haben.



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFENBERGRING 15
D-35396 GIESSEN

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

ISBN: 978-3-8359-6422-8



9 783835 196422 8